
HANDBUCH
DER PATHOGENEN
MIKROORGANISMEN
HERAUSGEGEBEN VON
PROF. Dr. W. KOLLE UND
PROF. Dr. A. WASSERMANN
ATLAS
ZUSAMMENGESTELLT VON
PROF. Dr. E. ZETTNOW
SEMPER
ARTIBUS
JENA, GUSTAV FISCHER
1902.

The University Library
Leeds



Medical and Dental
Library


30106 004083373

Digitized by the Internet Archive
in 2015

https://archive.org/details/b2150751x_0006

SCHOOL OF MEDICINE,
UNIVERSITY OF LEEDS.

Handbuch der pathogenen Mikroorganismen

Unter Mitwirkung von

Medizinalrat Dr. **Rudolf Abel**, Berlin, Prof. Dr. **Axenfeld**, Freiburg i. Br., Prof. Dr. **V. Babes**, Bukarest, Prof. Dr. **M. Beck**, Berlin, Privatdozent Dr. **Blumenthal**, Berlin, städt. Tierarzt **Bongert**, Berlin, Professor Dr. **O. Busse**, Greifswald, Prof. Dr. **G. Cornet**, Berlin, Stabsarzt Privatdozent Dr. **Dieudonné**, Würzburg, Dr. **F. Doflein**, München, Geh. Med.-Rat Prof. Dr. **Dönitz**, Berlin, Geh. Med.-Rat Prof. Dr. **Ehrlich**, Frankfurt a. M., Prof. Dr. **van Ermengem**, Gand (Belgien), Prof. Dr. **Th. Escherich**, Wien, Dr. **E. Friedberger**, Königsberg i. Pr., Tierarzt **Glage**, Hamburg, Dr. **E. Gotschlich**, Sanitätsinspektor, Alexandrien, Prof. Dr. **M. Hahn**, München, Prof. Dr. **Armauer Hansen**, Bergen, Prof. Dr. **Hofer**, München, Prof. Dr. **C. O. Jensen**, Kopenhagen, Tierarzt Dr. **Joest**, Stettin, Prof. Dr. **Kitt**, München, Prof. Dr. **W. Kolle**, Berlin, Reg.-Rat Prof. Dr. **H. Kossel**, Berlin, Dr. **O. Lentz**, Berlin, Privatdozent Dr. **von Lingelsheim**, Beuthen (Oberschlesien), Prof. Dr. **Lipstein**, Frankfurt a. M., Stabsarzt Prof. Dr. **Marx**, Frankfurt a. M., Prof. **El. Metschnikoff**, Paris, Dr. **Arthur Meyer**, Berlin, Geh. Med.-Rat Prof. Dr. **A. Neisser**, Breslau, Prof. Dr. **M. Neisser**, Frankfurt a. M., Dr. **F. Neufeld**, Berlin, Prof. Dr. **Nocard**, Alfort, Dr. **C. Oppenheimer**, Berlin, Prof. Dr. **Ostertag**, Berlin, Prof. Dr. **Paltauf**, Wien, Dr. **J. Petruschky**, Danzig, Privatdozent Dr. **M. Pfaundler**, Graz, Dr. **H. C. Plaut**, Hamburg, Prof. Dr. **Preisz**, Budapest, Dr. **S. von Prowazek**, München, Marine-Oberstabsarzt Dr. **Reinhold Ruge**, Kiel, Prof. Dr. **Schlegel**, Freiburg i. B., Privatdozent Dr. **Scholtz**, Königsberg, Prof. Dr. **Sobernheim**, Halle a. S., Prof. Dr. **A. Wassermann**, Berlin, Hofrat Prof. Dr. **Weichselbaum**, Wien, Prof. Dr. **Wernicke**, Posen, Dr. **Wladimiroff**, Petersburg

herausgegeben von

Prof. Dr. W. Kolle und **Prof. Dr. A. Wassermann**

in Berlin

Atlas

Photographischer Tafeln nach Originalaufnahmen

zusammengestellt von

Professor Dr. E. Zettnow in Berlin



Jena

Verlag von Gustav Fischer

1902.

Alle Rechte, insbesondere die der Nachbildung der Abbildungen, vorbehalten.

UNIVERSITY OF LEEDS
MEDICAL LIBRARY.

606383

SCHOOL OF MEDICINE,
UNIVERSITY OF LEEDS.

Über die Herstellung meiner Mikrophotogramme.

Von Professor Dr. Zettnow.

Fast so alt wie das von Daguerre 1839 veröffentlichte Verfahren, Lichtbilder herzustellen, sind auch die Versuche, die lichtempfindliche Platte zum Festhalten von mikroskopischen Bildern zu benutzen; sie beruhen sämtlich darauf, das mikroskopische Bild statt auf die licht- und farbenempfindliche Netzhaut des Auges auf die Platte zu werfen und auf ihr festzuhalten; diesem Zwecke diente zuerst das nur für blaue und violette Strahlen empfindliche Jodsilber auf der Oberfläche einer versilberten Kupferplatte; alsdann dieselbe Silberverbindung auf einer mit Kollodium überzogenen Glasplatte, während heutzutage eine nicht nur für jene Strahlen sondern auch für gelbgrüne empfindliche Bromsilberschicht, in Gelatine verteilt und auf einer Glasplatte gleichmäßig ausgebreitet verwendet wird. Es hat jedoch fast vier Jahrzehnte gedauert, ehe für die stärksten Vergrößerungen gute Methoden so ausgebildet waren, z. B. von R. Koch, dessen 1877 und 1881 erschienene Mikrophotogramme ihrer Vollendung wegen allgemeines Aufsehen erregten, dass die photographische Platte häufiger für diesen Zweck zur Anwendung kam. Zu jener Zeit kannte man die Bromsilbergelatine-Emulsion noch nicht, arbeitete allein mit Kollodiumplatten und brauchte, da diese sehr unempfindlich sind, Sonnenlicht, sowie zur Korrektion der Focusdifferenz der damals noch mangelhaften mikroskopischen Objektive ein dunkelblaues Filter. Zum Färben von Bakterien musste man unter solchen Umständen eine Farbe wählen, welche das blaue Licht nicht durchlässt, damit von den abzubildenden Gegenständen im Negativ kein Lichteindruck verursacht wird, diese also hell auf schwarzem Grunde erscheinen. Man benutzte meist Bismarckbraun, da dieses sehr kräftig die blauen Strahlen absorbiert, trotzdem die Färbung mit ihm viel schwieriger sich vollzieht, als mit Fuchsin, Methylviolett, Methylenblau und vielen anderen Anilinfarbstoffen. Selbst bei ziemlich kräftiger Färbung mit Methylenblau gehen in diesem Falle soviel blaue Strahlen durch die Objekte, dass es dem Negativ an dem gewünschten Kontrast zwischen Untergrund und Bildgegenstand fehlt. Seit Erfindung und Verbesserung der Bromsilbergelatine-Emulsion, sowie der Vervollkommnung der mikroskopischen Objektive durch die optische Werkstätte von Carl Zeiß, deren vorzügliche von Focusdifferenz und sekundärem Spectrum freie apochromatischen Systeme und deren sehr bequemer mikrophotographischer Apparat solche Aufnahmen außerordentlich erleichtern, hat die Mikrophotographie eine weitgehende Verbreitung gefunden. Mit einem solchen großen Zeiß'schen Apparate habe ich meine sämtlichen Aufnahmen angefertigt; er ist in einem Zimmer zu ebener Erde aufgestellt und zwar ruhen die Füße auf dicker Filzunterlage, um von außen kommende Erschütterungen abzuhalten. Er besteht aus einem Tisch, auf welchem die Beleuchtungsvorrichtungen, Filter und das Mikroskop ihre Aufstellung finden und einer bis 1,5 m ausziehbaren photographischen Kamera, welche leicht an das Mikroskop herangeschoben und auch wieder 50—60 cm von ihm entfernt werden kann; der Beobachter, auf einem passend hohen Stuhl zwischen Mikroskop und Kamera sitzend, kann bequem das Präparat durchmustern, in wenigen Sekunden die Kamera in den lichtdichten Verschluss des Mikroskops einschieben und die gefundene Stelle auf die matte Scheibe projizieren, um sie dort oder auf einer durchsichtigen Scheibe mit der Lupe einzustellen.

In folgendem gebe ich eine kurze Beschreibung der Art meines Arbeitens resp. hebe ich die für das Gelingen eines Mikrophotogramms wichtigsten Punkte hervor.

I. Das Präparat.

Nur die besten Präparate sind für photographische Zwecke geeignet; die Färbung sei kräftig ohne klecksig zu sein; der Untergrund sehr sauber. Hat man eine zu Aufnahme geeignete Stelle gefunden, so prüft man, die Mitte scharf einstellend, sorgfältig, ob sich die Schärfe auch über die ganze aufzunehmende Stelle erstreckt und ob nicht einzelne in anderer Ebene liegende Teile unscharf erscheinen und das Bild verunzieren. Je sorgfältiger man hierbei verfährt, desto eher wird man später bei der Aufnahme, welche die Bildstelle fast stets viel stärker vergrößert zeigt, als die okulare Beobachtung, mit der gewählten Stelle zufrieden sein; bei einer Bakterien-Aufnahme mit dem Apochr. von 2 mm Foc. in 1000facher Vergrößerung berechnet sich die Vergrößerung beim Aufsuchen der Stelle, falls man Kompens.-Okular 4 und 160 mm Tubuslänge benutzt, auf $160 \times 4 : 2 = 320$: bei Kom-

Alle Rechte, insbesondere die der Nachbildung der Abbildungen, vorbehalten.

UNIVERSITY OF LEEDS
MEDICAL LIBRARY.

606383

SCHOOL OF MEDICINE,

Über die Herstellung meiner Mikrophotogramme.

Von Professor Dr. ZETTNOW.

Fast so alt wie das von Daguerre 1839 veröffentlichte Verfahren, Lichtbilder herzustellen, sind auch die Versuche, die lichtempfindliche Platte zum Festhalten von mikroskopischen Bildern zu benutzen; sie beruhen sämtlich darauf, das mikroskopische Bild statt auf die licht- und farbenempfindliche Netzhaut des Auges auf die Platte zu werfen und auf ihr festzuhalten; diesem Zwecke diente zuerst das nur für blaue und violette Strahlen empfindliche Jodsilber auf der Oberfläche einer versilberten Kupferplatte; alsdann dieselbe Silberverbindung auf einer mit Kollodium überzogenen Glasplatte, während heutzutage eine nicht nur für jene Strahlen sondern auch für gelbgrüne empfindliche Bromsilberschicht, in Gelatine verteilt und auf einer Glasplatte gleichmäßig ausgebreitet verwendet wird. Es hat jedoch fast vier Jahrzehnte gedauert, ehe für die stärksten Vergrößerungen gute Methoden so ausgebildet waren, z. B. von R. Koch, dessen 1877 und 1881 erschienene Mikrophotogramme ihrer Vollendung wegen allgemeines Aufsehen erregten, dass die photographische Platte häufiger für diesen Zweck zur Anwendung kam. Zu jener Zeit kannte man die Bromsilbergelatine-Emulsion noch nicht, arbeitete allein mit Kollodiumplatten und brauchte, da diese sehr unempfindlich sind, Sonnenlicht, sowie zur Korrektion der Focusdifferenz der damals noch mangelhaften mikroskopischen Objektive ein dunkelblaues Filter. Zum Färben von Bakterien musste man unter solchen Umständen eine Farbe wählen, welche das blaue Licht nicht durchlässt, damit von den abzubildenden Gegenständen im Negativ kein Lichteindruck verursacht wird, diese also hell auf schwarzem Grunde erscheinen. Man benutzte meist Bismarckbraun, da dieses sehr kräftig die blauen Strahlen absorbiert, trotzdem die Färbung mit ihm viel schwieriger sich vollzieht, als mit Fuchsin, Methylviolett, Methylenblau und vielen anderen Anilinfarbstoffen. Selbst bei ziemlich kräftiger Färbung mit Methylenblau gehen in diesem Falle soviel blaue Strahlen durch die Objekte, dass es dem Negativ an dem gewünschten Kontrast zwischen Untergrund und Bildgegenstand fehlt. Seit Erfindung und Verbesserung der Bromsilbergelatine-Emulsion, sowie der Vervollkommnung der mikroskopischen Objektive durch die optische Werkstätte von Carl Zeiß, deren vorzügliche von Focusdifferenz und sekundärem Spectrum freie apochromatischen Systeme und deren sehr bequemer mikrophotographischer Apparat solche Aufnahmen außerordentlich erleichtern, hat die Mikrophotographie eine weitgehende Verbreitung gefunden. Mit einem solchen großen Zeiß'schen Apparate habe ich meine sämtlichen Aufnahmen angefertigt; er ist in einem Zimmer zu ebener Erde aufgestellt und zwar ruhen die Füße auf dicker Filzunterlage, um von außen kommende Erschütterungen abzuhalten. Er besteht aus einem Tisch, auf welchem die Beleuchtungsvorrichtungen, Filter und das Mikroskop ihre Aufstellung finden und einer bis 1,5 m ausziehbaren photographischen Kamera, welche leicht an das Mikroskop herangeschoben und auch wieder 50—60 cm von ihm entfernt werden kann; der Beobachter, auf einem passend hohen Stuhl zwischen Mikroskop und Kamera sitzend, kann bequem das Präparat durchmustern, in wenigen Sekunden die Kamera in den lichtdichten Verschluss des Mikroskops einschieben und die gefundene Stelle auf die matte Scheibe projizieren, um sie dort oder auf einer durchsichtigen Scheibe mit der Lupe einzustellen.

In folgendem gebe ich eine kurze Beschreibung der Art meines Arbeitens resp. hebe ich die für das Gelingen eines Mikrophotogramms wichtigsten Punkte hervor.

I. Das Präparat.

Nur die besten Präparate sind für photographische Zwecke geeignet; die Färbung sei kräftig ohne kleeksig zu sein; der Untergrund sehr sauber. Hat man eine zu Aufnahme geeignete Stelle gefunden, so prüft man, die Mitte scharf einstellend, sorgfältig, ob sich die Schärfe auch über die ganze aufzunehmende Stelle erstreckt und ob nicht einzelne in anderer Ebene liegende Teile unscharf erscheinen und das Bild verunzieren. Je sorgfältiger man hierbei verfährt, desto eher wird man später bei der Aufnahme, welche die Bildstelle fast stets viel stärker vergrößert zeigt, als die okulare Beobachtung, mit der gewählten Stelle zufrieden sein; bei einer Bakterien-Aufnahme mit dem Apochr. von 2 mm Foc. in 1000facher Vergrößerung berechnet sich die Vergrößerung beim Aufsuchen der Stelle, falls man Kompens.-Okular 4 und 160 mm Tubuslänge benutzt, auf $160 \times 4 : 2 = 320$; bei Kom-

pens.-Ok. 8 beträgt sie das Doppelte. In ersterem Falle wird also die Bildstelle über dreimal, in letzterem etwa um die Hälfte stärker vergrößert; und treten etwaige Unschärfen in diesem Verhältnis stärker auf. Über die übliche Vergrößerung von tausend wird man bei Bakterien selten hinausgehen, obgleich eine 1500fache leicht zu erzielen ist; viel stärkere Vergrößerungen und zwar ohne Schwierigkeit kann man bei Auflösung von Diatomeen anwenden; so habe ich bei Pleurosigma angulatum noch bei direkter 14000facher Vergrößerung genügende Schärfe erhalten, während sie bei 20000 anfing mangelhaft zu werden.

Am schwierigsten gestaltet sich die Aufnahme von Schnittpräparaten und zwar hauptsächlich wegen ihrer großen Dicke, 5μ und darüber; je dünner sie sind, desto eher wird man eine Stelle finden, welche nicht nur für das Auge, welches vermöge seiner Akkommodationsfähigkeit in eine gewisse Tiefe des mikroskopischen Bildes eindringt, klar erscheint, sondern welche auch von der Platte, welche nur eine Ebene aufzeichnet, mit genügender Deutlichkeit wiedergegeben wird. Paraffinschnitte von 1—2μ Dicke mit möglichst starker Bakterien- bei schwacher Kernfärbung sind daher die geeignetsten.

Ungefärbte Präparate von kleinsten Lebewesen sind für die photographische Aufnahme ebensowenig geeignet, wie für die oculare Beobachtung; zwar bereitet die Aufnahme keine besonderen Schwierigkeiten und geschieht nach denselben Regeln, wie bei gefärbten Präparaten mit oder ohne Filter; das Resultat jedoch ist meist ein Bild, grau in grau, statt hell in hell; ähnlich wie es der Fall ist bei Aufnahme einer von der Sonne blendend beleuchteten Landschaft. Größere Objekte wie z. B. Hefezellen, Fadenpilze dagegen geben mit Leichtigkeit gute Bilder, da bei ihnen, ähnlich wie bei Diatomeen, welche man in stark brechende Flüssigkeiten einlegt, kräftige Unterschiede von Licht und Schatten schon in wässrigen Flüssigkeiten vorhanden sind.

II. Projektion des Bildes.

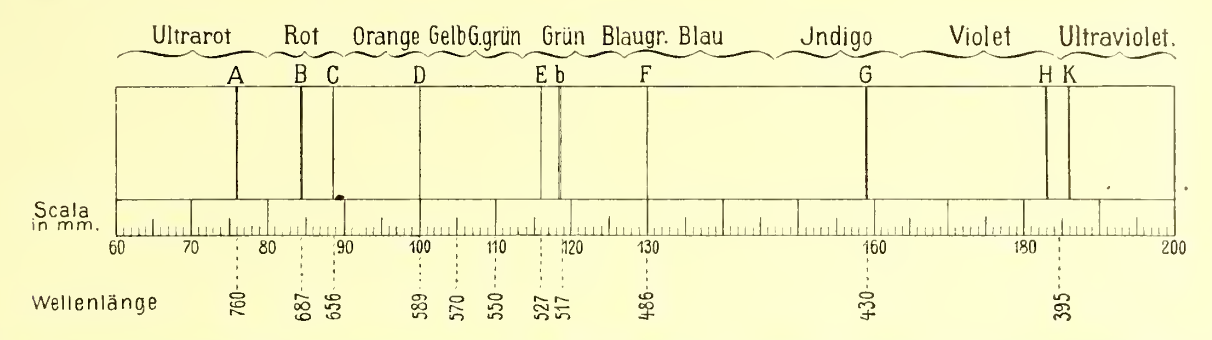
Die gewählte Bildstelle wird mit Hilfe eines besonderen, nach Art eines photographischen Objektivs gebauten Projektions-Okulars, von welchen ich fast stets das stärkere Nr. IV mit 4facher Vergrößerung benutze, auf die matte Scheibe der Kamera geworfen. Das schwächere Proj.-Ok. Nr. II erfordert für dieselbe Vergrößerung einen doppelt so langen Auszug der Kamera, ohne der Nr. IV gegenüber besondere Vorteile zu bieten. Um die ungefähre Vergrößerung bei bestimmtem Auszug der Kamera festzustellen, multipliziert man die Auszugslänge, vom Projektions-Okular an bis zur matten Scheibe, in Millimeter gerechnet mit 4 resp. 2 und dividiert durch die Brennweite des benutzten Apochromaten. Bei 500 mm Auszug, Proj.-Ok. 4 und Apochr. 2 mm ist also die Vergrößerung 1000, während sie bei dem Apochr. 8 mm nur 250 beträgt. Genau stellt man sie mit Hilfe eines Objektiv-Mikrometers fest. Sehr praktisch sind diejenigen von Möller in Wedel (Holstein): 2 mm in hundertstel mm geteilt und mit Zahlen versehen, auf photographischem Wege durch Verkleinerung eines gezeichneten Maßstabes hergestellt. Man hat nur nötig das Bild der Teilstriche so oft bei verändertem Auszuge der Kamera auf der matten Scheibe scharf einzustellen, bis z. B. für 1000fache Vergrößerung 5 Teilstriche, von Mitte zu Mitte gemessen, genau 50 mm von einander entfernt sind, und den Auszug der Kamera sich auf irgend eine Weise zu merken. Als sicherste Methode hierfür betrachtete ich diejenige, die Entfernungen auf einer schmalen Holzleiste von 1,5—1,7 m Länge aufzutragen. Legt man die Leiste mit dem einen Ende auf die Kante des Mikroskoptisches, mit dem anderen auf den Rahmen der matten Scheibe, so kann man, den Nullpunkt von der äußeren Fläche des Tisches an gerechnet, über der Mattscheibe eine Marke mit der betreffenden Vergrößerung anbringen und stets mit Leichtigkeit genau dieselbe Auszugslänge der Kamera wieder herstellen.

III. Die Filter.

Nur selten benutzt man weißes Licht für die Aufnahme z. B. bei farblosen oder schwarz gefärbten Präparaten; fast stets verwendet man farbiges, durch Vorsatzfilter erzieltes Licht, schließt also gewisse Strahlen des weißen Lichtes völlig aus. Ein dunkelblaues oder violettes Filter ist bei Aufnahmen von Diatomeen beliebt, da die Auflösung der Schalen sich desto leichter vollzieht, je geringere Wellenlänge das Licht besitzt. Ein blaues Filter musste man auch verwenden, solange die mikroskopischen Objektive Focusdifferenz zeigten und nur für die blauen Strahlen gut korrigiert waren; auch in der Zeit, als man Kollodium- und gewöhnliche Gelatine-Trockenplatten, welche nur für blaue Strahlen empfindlich sind, verwendete. Seit Erfindung der nicht nur für blaue sondern auch für gelbgrüne Strahlen hoch empfindlichen Erythrosin-Trockenplatten benutzt man ein grünes oder dunkelgelbes Filter, von denen das erstere in konzentriertem Zustande nur gelbgrüne Strahlen von Wellenlänge 570—550, das zweite auch noch rote und orangefarbene durchlässt. Da

SCHOOL OF MEDICINE,
UNIVERSITY OF LEEDS.

die Erythrosinplatte für die letzteren beiden Arten von Strahlen selbst bei längerer Exposition keine nennenswerte Empfindlichkeit besitzt, so ist es dem ersteren gleichwertig. In solchem dunkelgelben von blauen und blaugrünen Strahlen freiem Lichte erscheint ein mit Methylenblau gefärbter Körper, je nach der die Erythrosinplatte besondere Empfindlichkeit besitzt, löst man 160 g trockenes reines Kupfernitrat und 14 g reine Chromsäure in Wasser zu 250 ccm auf. Diese starke Lösung benutzt man, falls man mit Sonnenlicht oder elektrischer Bogenlampe arbeitet, da sie in diesem Falle durch Elimination der optisch



Stärke seiner Färbung grünlichgrau bis schwarz; violette Färbung erscheint durch Auslöschung der blauen Strahlen hell- bis dunkelrot resp. bei grünem Filter grau bis schwarz, wirkt also auf die Erythrosinplatte ebensowenig ein wie diejenige der bei Fuchsinfärbung und gelbem Filter in brillant gelbrotem Lichte leuchtenden Objekte. Da das Auge für die roten und gelbgrünen Strahlen eine besonders hohe Empfindlichkeit besitzt, so vollzieht sich auch bei dunkelgelbem Filter die Einstellung des Bildes auf der Mattscheibe leicht und gut, während sie bei blauem Filter und selbst kräftigem Lichte sich nicht ohne Schwierigkeit bewerkstelligen lässt, weil das menschliche Auge den blauen Strahlen gegenüber recht unempfindlich ist. Umgekehrt verhalten sich die photographischen Platten; sie sind gerade diesen Strahlen gegenüber äußerst empfindlich; daher benutzte man früher zum Färben mikroskopischer Objekte, die photographiert werden sollten, solche Farbstoffe, welche blaue Strahlen nicht durchlassen; aus diesem Verhalten erklärt sich aber auch die Beobachtung, dass mit Methylenblau zart gefärbte Objekte, die dem Auge ziemlich stark gefärbt erscheinen, auf der Negativplatte, falls man nicht obige, sehr kräftige Filter anwendet, nicht klar genug bleiben, also im Positiv nicht so dunkel kopieren, als man zu erwarten glaubte; zu dieser Täuschung trägt auch der weiße Untergrund bei der okularen Beobachtung bei; durch die Kontrastwirkung hält sowohl bei blau wie bei schwarz gefärbten zarten Objekten das Auge den Unterschied für stärker als er in Wirklichkeit ist.

Zur Herstellung des gelbgrünen Kupfer-Chrom-Filters, welches in 1 cm dicker Schicht nur Strahlen von der Wellenlänge 570—550 durchlässt, für welche hellen Strahlen zugleich als Blendglas dient. Bei weniger kräftigen Lichtquellen, z. B. Sauerstoff-Kalk- oder -Zirkonlicht genügt eine schwächere Lösung z. B. obige Lösung mit Wasser auf das 3—4fache verdünnt oder die bequemer herzustellende an Wirksamkeit ihr gleiche Lösung von 175 g Kupfervitriol, 17 g doppeltchromsaurem Kali, 2 ccm Schwefelsäure in 0,5 Liter Wasser. In 1 cm dicker Schicht absorbiert dieses Filter das blaue Ende des Spektrums bis b oder E, während vom roten die orange Strahlen bis Wellenlänge 650 durchgelassen werden.

Ein solches Filter in kleiner Cüvette etwa 4×4 cm Kantenlänge auf einem Bleiklotz befestigt und dicht vor den Kondensor gestellt habe ich viele Jahre benutzt. Da die Chromsäure die zum Kitten der Spiegelglasplatten der Cüvette verwendete bleioxydhaltige Emaille angreift und schließlich auflöst, so ist es empfehlenswert den Boden und die Seitenwände mit einer dünnen Schicht von Bienenwachs zu überziehen, indem man dieses nach dem Einwerfen in kleinen Stücken mit einem heißen dicken Draht zum Schmelzen bringt.

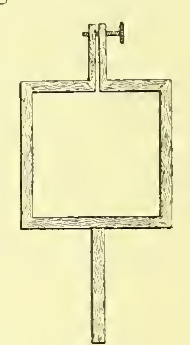
Zur Herstellung eines gelben Filters können verschiedene orange Anilinfarben benutzt werden; wenn sie nur in so starker Lösung verwendet werden, dass das blaue Ende des Spectrums bis E oder mindestens b absorbiert wird. Statt einer Flüssigkeit benutzt man bequemer eine gefärbte Gelatineplatte, welche sich noch leichter vor dem Kondensor anbringen lässt als eine Cuvette. Ich habe seit etwa 2 Jahren für mikrophotographische Zwecke das Kupfer-Chromfilter durch derartige mit Tartrazin und Bromeosin gefärbte Glasscheiben ersetzt. Zu ihrer Anfertigung stellt man sich zuerst eine völlig blanke Gelatinelösung her, indem man 10 g weiße, beste Gelatine in 80 ccm Wasser

löst, zu der etwa 50—60° C. warmen Flüssigkeit einen kleinen Theelöffel voll Hühnereiweiß, welches vorher mit 20 ccm Wasser verdünnt ist, oder 0,3 g Albumen ovi siccum, in derselben Menge Wasser gelöst, hinzusetzt und nach guter Mischung das Gefäß für 20—30 Min. in den Dampfkochtopf ev. in einen etwas Wasser enthaltenden großen Topf bringt, auf dessen Boden ein kleiner Träger für das Gefäß mit der Gelatinelösung sich befindet. Das durch die Siedehitze gerinnende Eiweiß klärt die Lösung vollkommen, so dass sie völlig blank durch ein Filter läuft; man trägt 3—4 ccm von dieser Lösung auf klare Glasplatten von 6×6 cm auf, lässt trocknen und legt sie hierauf für 10 Min. in eine etwa 2% Lösung von reinem d. h. nicht mit Dextrin versetzten Tartrazin; sie sind alsdann dunkelgelb gefärbt. Zwei solcher Platten nach völligem Trocknen mit den Schichtseiten aufeinander gelegt und mit Papier zusammengeklebt, ergeben ein Filter, welches alle blauen und blaugrünen Strahlen bis b, also Wellenlänge 517, absorbiert und für die meisten Aufnahmen genügt; nur für zarte Färbungen mit Methylenblau ist ein noch kräftigeres die grünen Strahlen absorbierendes Filter geeigneter. Man stellt es her, indem man eine Tartrazinscheibe mit einer in Bromeosinlösung 1:1000 ziemlich kräftig rosenrot gefärbten zweiten kombiniert. Die letztere soll so stark gefärbt sein, dass sie für sich allein das Spektralgrün von Wellenlänge 550—530 völlig absorbiert, und von da ab bis 515 stark schwächt. Bei zu kräftiger Färbung erstreckt sich die Absorption weiter nach dem roten Ende schließlich bis über D hinaus, so dass die Empfindlichkeit der Erythrosinplatte merklich leidet resp. vernichtet wird, da die Strahlen, für welche sie ein Maximum der Empfindlichkeit besitzt teilweise resp. ganz absorbiert werden; bei passender oben angegebener und am sichersten mit Hülfe des Spektralapparates zu kontrollirender Färbung ist die Abnahme der Empfindlichkeit bei diesem starken gelben Filter dem schwachem gegenüber keine allzu bedeutende; man wird etwa doppelt so lange exponieren müssen. Betrachtet man durch die schwache Gelbscheibe zarte Tupfen von Ultramarinblau, Waschblau resp. einer Mischung von weißer Farbe mit diesem, so erscheinen die kräftigeren fast schwarz, die zartesten leicht grüngrau gefärbt; Methylenblau zeigt eine ziemlich helle grüne Färbung; das Grün des Laubes oder eines Grasplatzes ist leuchtend hellgrün. Verwendet man das starke Gelbfilter, so wird das Laub schwarzgrün, das Methylenblau erscheint ebenfalls bedeutend dunkler; das Ultramarin zeigt alle Abstufungen von Grau bis Schwarz.

Nur ausnahmsweise arbeite ich ohne gelbes Filter.

IV. Gasglüh- und Kalklicht.

Zum Mikroskopieren und Aufsuchen der geeigneten Stelle benutze ich seit 10 Jahren Gasglühlicht; es ist der beste Ersatz für gutes Himmelslicht, dem es durch Vorschalten einer leicht blau gefärbten Gelatineplatte fast gleichwertig gemacht werden kann; an Stärke übertrifft es das beste Tageslicht und ist durch Abblenden beliebig abzuschwächen; als großen Vorzug betrachte ich seine gleichmäßige, nicht wie beim Tageslicht wechselnde Stärke. Zu Aufnahmen bis zum 50fachen, d. h. also mit dem Apochr. 35 mm Foc., reicht es aus; darüber hinaus erfordert es zu lange Expositionen, so dass ich von da ab Kalklicht benutze. Dem in der Sauerstoff-Leuchtgasflamme glühenden Zirkon gegenüber liefert gebrannter Kalk bedeutend mehr Licht und zwar solches, welches wegen der grünen Kalklinie bei Wellenlänge 560 wirksamer ist als das Zirkonlicht; allerdings muss man sich die Mühe geben, die Kalkplatte nach dem Gebrauch unter einer Glasglocke über konzentrierter Schwefelsäure aufzubewahren, damit sie nicht zerfällt, da sie an freier Luft Wasser und Kohlensäure anzieht; bei Befolgung dieser Vorsicht kann man sie monatelang benutzen. Ich verwende eine etwa 1 cm dicke Platte von 4 cm Kantenlänge in einem Messingrahmen (siehe Figur) eingespannt, welcher oben eine Klemmschraube trägt und unten mit einem Stiel zum Einsetzen in den Linnemannschen Brenner versehen ist. Da beide Seiten der Platte benutzbar sind, und jede Glühstelle für 3—4 Aufnahmen ausreicht, so kann man mit einer Platte bis 100 Aufnahmen machen. Der Vorrat an Kalk hält sich in einer durch Vaseline gedichteten Stöpselflasche viele Jahre lang. Die Expositionsdauer für 1000fache Vergrößerung beträgt meist 20—60 Sek., ist also eine so kurze, dass man auf noch stärkeres Licht verzichten kann; elektrisches Bogenlicht, meist 15—17 Ampère stark, halte ich für die gewöhnlichen mikrophotographischen Aufnahmen für unnötig; nur wenn es sich um Auflösung von Diatomeen bei künstlicher Beleuchtung handelt, wäre seine Lichtfülle erwünscht. Um ein genügend großes und gleichmäßig beleuchtetes Gesichtsfeld zu haben, wird das Bild der leuchtenden Stelle mit Hülfe eines Kondensorsystems auf eine kleine an einem Holzklotz befestigte Kartonscheibe projiziert, welche etwa 5 cm vor dem achromatischen Kondensor und zwar an der Stelle aufgestellt ist, wo sich sonst der Spiegel des Mikroskops befindet. In Höhe der optischen Achse



des ganzen Apparats ist diese Scheibe mit einem Nadelstich versehen; entwirft man nun ein scharfes Bild der Glühstelle auf ihr derart, dass die Mitte sich an der Durchlochung befindet, so erhält man, wenn der achromatische Kondensor annähernd auf parallele Strahlen eingestellt ist, ein unscharfes Bild der Glühstelle in der Objektebene, aber ein gleichmäßig beleuchtetes Gesichtsfeld, groß genug, um Aufnahmen mit starken und schwachen Systemen machen zu können. Die oben angegebene Dauer der Exposition ist eine reichliche, wie ich sie stets wähle; ein unterexponiertes Bild ist meist verloren; ein mässig überexponiertes, jedoch genügend lange Zeit entwickeltes lässt sich durch Abschwächen mit Leichtigkeit zur normalen Dichtigkeit und leichten Kopierfähigkeit zurückführen.

Um die Belichtung auszuführen, ohne genötigt zu sein, nachdem die Kassette eingesetzt ist, durch Vortreten bis zum Mikroskop die scharfe Einstellung des Bildes zu gefährden, benutze ich seit 9 Jahren ein Fallbrett mit Schnurlauf, dort angebracht, wo sonst gewöhnlich die große Cüvette mit dem Filter sich befindet, während das Ende der Schnur an einem etwas federnden dünnen Holzstab, der in einem Klotz Halt findet, befestigt ist.

V. Die photographische Platte.

Da die käuflichen, sogenannten orthochromatischen d. h. auch für gelbgrüne Strahlen empfindlichen Platten viel weniger Klarheit und Kraft zeigen, wie die von mir selbst bereiteten, so habe ich mir meine Erythrosin- nicht Erythrosinsilberplatten von jeher selbst angefertigt. Ich benutze eine ohne Ammoniak, nur durch Sieden und Nachreifen hergestellte Bromsilbergelatine-Emulsion, 0,5% Jodsilber enthaltend und mit 25 Milligramm Erythrosin pro Liter gefärbt; die ungefärbte Mutteremulsion zeigt meist 18—19° W. Die Platten sind über Jahr und Tag haltbar, arbeiten völlig schleierfrei und sehr kontrastreich.

VI. Die Entwickelung und Fixierung.

Ich benutze stets Pyrogallol-Soda-Entwickler, da dieser nach meinen Vergleichsversuchen allen anderen nicht nur ebenbürtig ist, sondern sie häufig übertrifft. Die in üblicher Weise hergestellte Pyrogallollösung hält sich, falls man sie doppelt so stark macht, wie üblich, in kleineren gut verschlossenen Flaschen viele Monate lang. Ich löse also

400 g nicht verwittertes schwefligsaures Natron in
900 g gewöhnlichem Wasser von 60—65°; füge
alsdann eine Mischung von
{ 10 ccm Eisessig und
{ 100 ccm Wasser hinzu und werfe hierauf
56 g Pyrogallol hinein.

Zur Entwickelung einer Platte 9×12 cm nehme ich
5 ccm von dieser Pyrogallollösung und versetze sie mit
10—12 ccm Sodalösung 10%
15—18 ccm Wasser

Ich entwickele niemals unter 5 Min., meist 6—7, bringe nach dem Abspülen die Platte für 1 Min. in eine Lösung von 8 g Aluminium sulfuricum in 1 Liter Wasser, welches mit 2—3 ccm konzentr. Schwefelsäure versetzt ist und fixiere sie außerhalb der Dunkelkammer in einem durch weißes Licht erhellten Raum, da sie ihre Empfindlichkeit durch das saure Bad eingebüßt hat. Das Fixiernatron verwende ich in Lösung 1 : 3 und säure es reichlich mit doppeltschwefligsaurem Natron an. Man erhält leicht letztere Flüssigkeit durch Auflösen von

25 g schwefligsaurem Natron in
100 ccm Wasser und allmählichen Zusatz von
15 ccm der offizinellen Salzsäure von 1,12 sp. G.

Sie trübt das Fixiernatron durchaus nicht.

VII. Das Verstärken und Abschwächen.

Von diesen beiden Operationen habe ich die letztere oft nötig und wasche vorher die Platte mindestens 20 Minuten. Sehr gleichmäßig und ziemlich langsam, so dass man ohne Gefahr und Hast arbeiten kann, schwächt ein Gemisch von Fixiernatron 1 : 6, versetzt mit 10—30 Prozent einer Flüssigkeit, welche man sich stets frisch aus 15—16 ccm einer Lösung von oxalsaurem Kali 1 : 3 und 5—6 ccm Eisenchlorid, 1 (festes Salz) : 8 Wasser, darstellt. —

Bedeutend schneller arbeitet eine Flüssigkeit, welche pro Liter Wasser 5 ccm konzentr. Schwefelsäure enthält und mit soviel einer beliebig starken Lösung von übermangansaurem Kali versetzt ist, dass sie kräftig violett aussieht. Dieser Abschwächer trübt sich leicht und färbt das Bild durch Absatz von Mangansuperoxydhydrat bräunlich-gelb; daher muss die abgeschwächte Platte für 1—2 Min. in Wasser gelegt werden, dem man soviel von der oben unter VI angegebenen Lösung von doppeltschwefligsaurem Natron zugesetzt hat, dass sie kräftig danach riecht; ich bringe die Platte hierauf noch einmal für kurze Zeit in das Fixierbad, um sicher alles gebildete schwefelsaure Silber aus der Gelatineschicht zu entfernen.

Zur Verstärkung benutze ich stets eine Lösung von 4 Quecksilberchlorid (Sublimat) und 4 Bromkalium in 100 Wasser. Zur Schwärzung der entstandenen

Chloride entweder nach 1—2 Min. langem Abspülen mit Wasser eine Lösung von schwefligsaurem Natron 1 : 4, falls die Kräftigung nicht zu stark sein soll; oder verdünntes Ammoniak, 10—15 ccm der käuflichen Flüssigkeit auf 100 ccm Wasser. In letzterem Falle muss die gebleichte Platte gut ausgewaschen werden; nach der Schwärzung durch Ammoniak genügt ein 10 Min. langes Spülen.

VIII. Das Fertigmachen des Negativs.

Um die unscharf gekommenen Teile des Objekts zu entfernen, umrande ich mit Hülfe von passenden Schablonen denjenigen Teil im Negativ, welcher kopiert werden soll und entferne den Rest nach dem Einlegen der Platte in Wasser für 5—10 Min. durch Abschaben mit einem Messer und Putzen der Platte mit Seesand, welcher keine Schrammen im Glase verursacht. Nur 20—25 % der Platten sind alsdann nach dem Trocknen fertig zum Kopieren. Bei der Mehrzahl sind Fehler im Untergrund, aber auch nur in diesem, durch Decken fortzubringen; sie rühren entweder von Staubteilchen, Luftbläschen etc. in der Gelatineschicht her, sind also Plattenfehler, oder stammen meist aus dem Präparat. Findet sich, wie z. B. häufig in Präparaten von Faulflüssigkeiten, dicht neben dem zur Darstellung zu bringenden Objekt ein großer Bakterienklecks, so pflege ich ihn mit schwarzer Farbe zu decken, so dass er weiss kopiert wie der Untergrund, und sich der Gegenstand, um dessenwillen man das Photogramm angefertigt hat, klar und sauber aus diesem abhebt. Schon beim Umranden kann man hierauf Rücksicht nehmen, indem man eine kleinere Schablone wählt. An dem zur Darstellung gebrachten Objekt ist selbstverständlich nicht das Mindeste zu verändern, da das Photogramm sonst seine Objektivität einbüßen würde.

IX. Die Kopie.

Solange es sich nur um eine beschränkte Anzahl von positiven Bildern von demselben Negativ handelt, benutze ich Celloidin- früher Albuminpapier. Sachgemäß hergestellte Kopien auf ersterem halten sich viele Jahre lang ohne irgend eine Veränderung und sind den auf Albuminpapier hergestellten durch Zartheit und Brillanz in der Wiedergabe der Feinheiten überlegen.

Schwieriger ist die Herstellung von Kopien im großen. Der Lichtdruck leistet nur dann Gutes, wenn, falls der Untergrund weiß bleiben soll, wenig Halbtöne zu reproduzieren sind, also z. B. falls es sich um völlig schwarze Objekte auf weißem Grunde handelt; und selbst in diesem Falle bleibt der letztere oft genug nicht weiß, sondern fängt an zu »tonen« d. h. grau und schmutzig zu werden. Besseres in dieser Hinsicht leistet die Kupferätzung, ist jedoch schwierig auszuführen, sobald mehr als 3—4 Bilder auf einer Platte wiedergegeben werden sollen. Das beste Verfahren, welches auch für das vorliegende Werk benutzt wird, ist eine wirkliche photographische Wiedergabe, wie eine solche die neue photographische Gesellschaft kilometerweise von einem und demselben Negativ herstellt. Sollen viele Figuren auf einer Tafel vereinigt werden, so müssten die Originalnegative zu so kleinen Stücken zerschnitten werden, dass diese aneinandergereiht den Raum der Tafel ausfüllen würden. Da hierbei der Verlust von Negativen zu befürchten ist, auch, und dieses ist der Hauptgrund, die einzelnen Original-Negative sehr verschiedene Zeit kopieren, ferner der betreffende Photograph nicht weiß, worauf es bei den einzelnen Bildern ankommt, so empfiehlt es sich, eine Tafel aus tadellosen Kopien zusammenzustellen, indem man je 3—4 Abzüge mit verschieden langer Kopierzeit anfertigt und das beste Bild für die Tafel verwendet. Das neue Negativ in natürlicher Größe der Tafel wird alsdann von der Fabrik in einer für ihre Zwecke passenden Art hergestellt und leistet Gewähr für gleichmäßige Güte der ganzen Auflage.

Die diesem Werke beigegebenen Tafeln sind also wirkliche Photographien, nur sehr wenig härter, als die Kopien auf Celloidinpapier; dies ist für flaue Stellen im Bilde von Vorteil, da diese nun brillanter geworden sind; für andere schon im Original sehr dunkle dagegen erweist sich diese Zunahme der Härte als von Nachteil, da einzelne Feinheiten nun nicht mehr so leicht zu unterscheiden sind. Man wird daher Bilder, die sehr viel schwarze Stellen enthalten, bei Anfertigung der Tafel nur so stark kopieren, dass die Feinheiten in der Reproduktion nicht verloren gehen, und hat umgekehrt den Vorteil, dass bei anderen, welche viel zarte Stellen enthalten, diese in der Reproduktion besser sind, als im Original.

Überall wo bei den nachfolgenden Tafeln in der Erklärung derselben keine besonderen Angaben über die Vergrößerung vorhanden sind, beträgt diese stets das 1000fache der natürlichen Größe.

Die Figuren der ersten beiden Tafeln habe ich als Beispiele für die Morphologie der Bakterien nach eigenen Präparaten ausgesucht; bei den übrigen habe ich die Präparate der Autoren und die von ihnen gewünschten Stellen aufgenommen; Ausnahmen hiervon sind überall angegeben.

SCHOOL OF MEDICINE,
UNIVERSITY OF LEEDS.

TAFEL I.

1) Hefe, obergärig, junge Reinkultur im hängenden Tropfen, nicht gefärbt.

2) Soor, Reinkultur, 24 Stunden alt, Deckglaspräparat, gefärbt mit Eosin-Methylenblau und stark mit Eosin nach Zettnow entfärbt, daher sind in dem sehr hellen Plasma die dunkleren, meist ringförmigen Chromatinkörner gut sichtbar; in Wasser liegend aufgenommen.

3) Soor, Reinkultur, 24 Stunden alt, lebend aufgenommen, nicht gefärbt, in einzelnen Zellen dunkle Chromatinkörnchen.

4) Soor, wie Figur 3, jedoch schwach mit Methylenblau gefärbt; dieses ist nur in die jüngsten Zellen eingedrungen, während die untere mit dickerer Hülle versehene ungefärbt geblieben ist; hängender Tropfen.

5) Oidium lactis, Reinkultur, 20 Stunden alt, lebend im hängenden Tropfen, sehr schwach mit Methylenblau gefärbt.

6) Oidium lactis, Reinkultur, 20 Stunden alt, Deckglas-Trockenpräparat, gefärbt mit Eosin-Methylenblau, entfärbt mit essigsaurem Methylenblau; in Wasser liegend aufgenommen.

7) Dasselbe Präparat wie Figur 6 nach dem Trocknen und Einschließen in Kanadabalsam. Die Zellen sind dadurch stark geschrumpft; die dunklen Stellen in den Oidien entsprechen dem Chromatin, die hellen dem Plasma; bei dem noch nicht in Oidien zerfallenen Faden hat sich auch das Plasma ähnlich wie bei dem Faden in Figur 6 stark gefärbt.

8) Ein Schwefelbakterium; Chromatium Okenii spontan in einer Faulflüssigkeit in Gesellschaft von Beggiatoa, von welcher nur hin und wieder kleine Schwefelkörnchen als dunkle Kreise sichtbar sind, während bei dem größten Exemplar von Chromatium 8 große Schwefelkörner deutlich erkennbar sind.

9) Sehr kleine Kokken }
10) Mittelgroße Kokken } aus einem Klatschpräparat von menschlicher Zunge, welches 24 Stunden lang bei 37° in feuchter Kammer gehalten, hierauf getrocknet, fixiert, mit Fuchsin gefärbt und in Kanadabalsam eingebettet wurde.

11) Große Kokken, Mensch, Lungenauswurf, Klatschpräparat von Gelatine, Fuchsinfärbung.

12) Mittelgroße Streptokokken; Reinkultur von Erysipelkokken in Bouillon, Fuchsinfärbung.

13) Kapselkokken; Micrococcus tetragenus, Meerschweinchen-Peritonealflüssigkeit, Fuchsinfärbung.

14) Kleine Sarcine; aus demselben Präparat wie bei Figur 9 und 10.

15) Große Packetsarcine; Sarcina agilis, Reinkultur, lebend im hängenden Tropfen, schwach mit Methylenblau gefärbt.

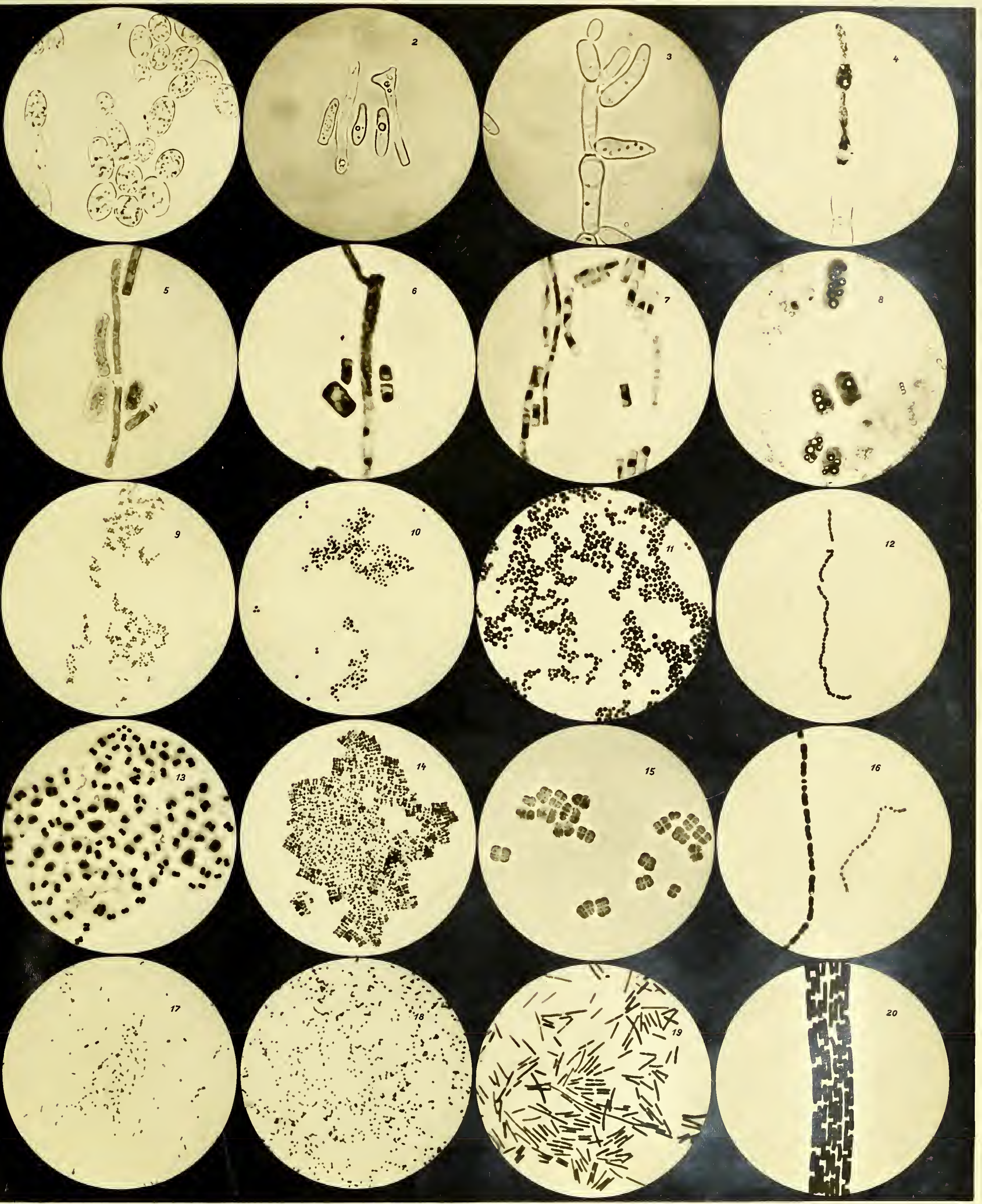
16) Große und sehr große Streptokokken aus einem mit Fuchsin gefärbten Ausstrich einer Faulflüssigkeit.

17) Sehr kleine Bakterien in Lungenauswurf bei Influenza, Fuchsinfärbung.

18) Kleines Kurzstäbchen; Bacterium prodigiosum, junge Reinkultur, Fuchsinfärbung.

19) Schlanke Bacillen; Tetanus Reinkultur, Klatschpräparat von Gelatine, Fuchsinfärbung.

20) Große Bacillen; Wurzelbacillen, Reinkultur, Klatschpräparat, Fuchsinfärbung.



E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL II.

21) Mittelständige Sporen; Milzbrand, Reinkultur von Agar, Fuchsinfärbung.

22) Endständige Sporen; Rauschbrand, Meerschweinchen Unterhaut-Zellgewebe, Methylenblaufärbung.

23) Köpfchensporen; Tetanus, Reinkultur von Agar, Fuchsinfärbung.

24) Zoogloea von Leuconostoc mesenterioides; spontan, Erythrosinfärbung.

25) Vibrionen; Reinkultur aus Jauche, Fuchsinfärbung.

26) Mittelgroße Spirillen; Spirillum rubrum, Reinkultur von Agar, Fuchsinfärbung.

27) Sehr große Spirillen mit Geißeln; Spirillum Undula majus, spontan, Löfflers Geißelfärbung: Ferrotannat Fuchsin.

28) Involutionsformen eines Bacillus; Tetanus, Reinkultur in Gelatine, 3 Tage bei 27°, Klatschpräparat; die Fuchsinfärbung ist von den aufgetriebenen Stellen stark, von den übrigen schwach angenommen worden.

29) Spirochaeten, vermischt mit Kokken und kleinen Bakterien; menschliches Vaginalsekret; Fuchsinfärbung.

30) Eine Polgeißel bei Vibrionen; Cholera asiatica, Reinkultur, Zettnows Geißelfärbung: Antimonbeize, 1mal Äthylaminsilber, 1mal Vergoldung.

31) Polgeißeln bei einem Bakterium aus Faulflüssigkeit; Färbung wie bei Fig. 27; 1350 mal.

32) Streptothrix mit echten Verzweigungen; Streptothrix de Vallée, Reinkultur, 20 Stunden alt, Methylenblaufärbung.

33) Seitenständige Geißeln bei Bakterien; Proteus vulgaris, Reinkultur von Agar, gefärbt wie bei Fig. 30.

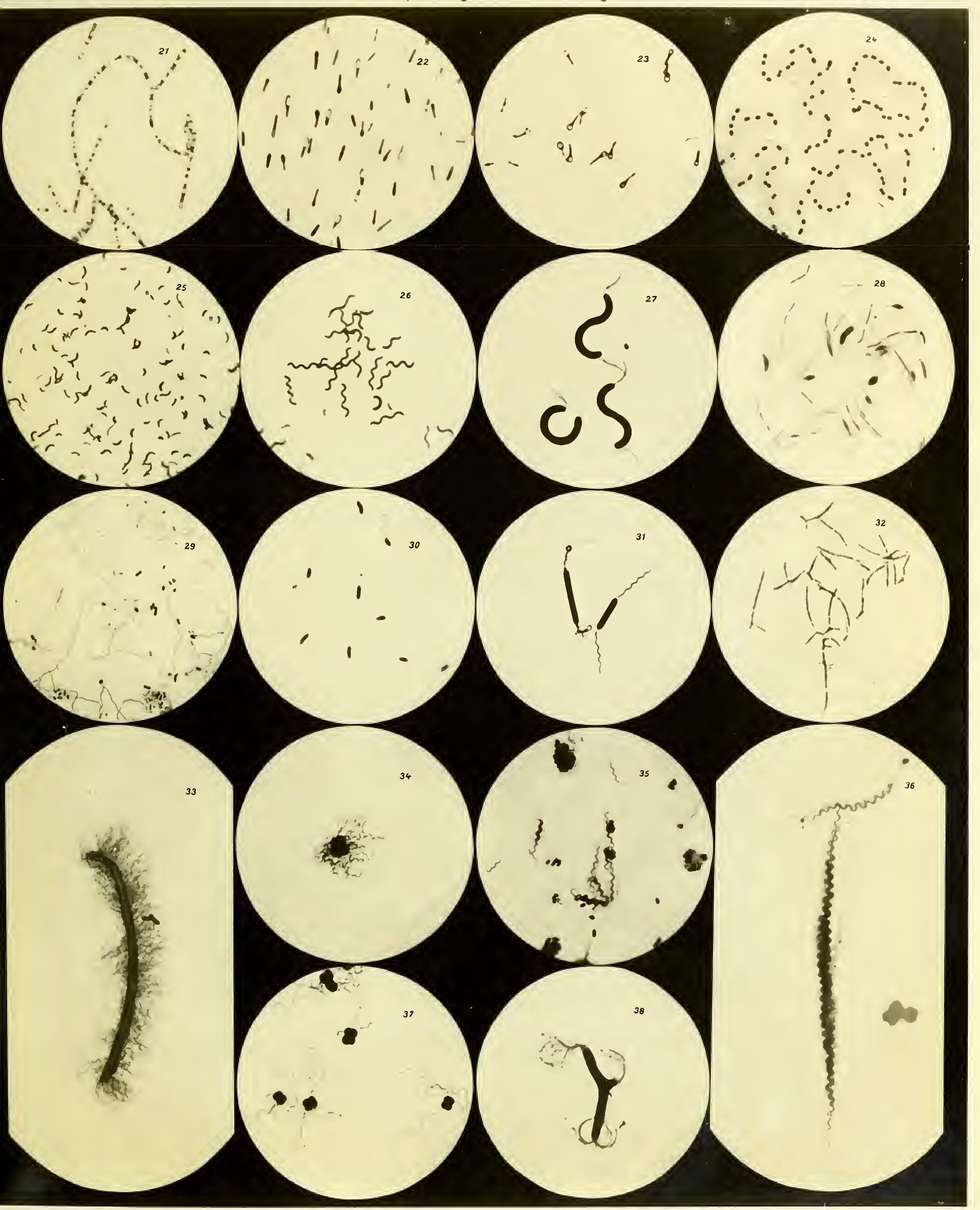
34) Seitenständige Geißeln bei Sarcinen; Reinkultur von Sarcina agilis, gefärbt wie bei Fig. 30.

35) Kleine Geißelzöpfe: Reinkultur eines unbenannten Bakteriums; gefärbt wie bei Fig. 27; Löffler praep.

36) Sehr großer Geißelzopf von Sarcina agilis; Reinkultur, gefärbt wie bei Fig. 30.

37) Sehr lange seitenständige Geißeln; Planosarcina ureae, Reinkultur von Agar, gefärbt wie Fig. 30.

38) Verzweigungen bei Spirillen; Reinkultur von Spirillum Rugula, gefärbt wie bei Fig. 27.



E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.



TAFEL III.

Die Figuren auf Tafel III sind in Reihen nebeneinander angeordnet. Die erste Reihe enthält Parasiten, die bei 500 facher Vergrößerung aufgenommen sind und soll Übersichtsbilder geben, Bilder, wie man sie mit Leitz $^{1}/_{12}$ Immersion und Ocular I sieht. Die Figuren der folgenden Reihen sind alle bei 1000 facher Vergrößerung aufgenommen und so angeordnet, dass zunächst die asexualen Formen der verschiedenen menschlichen Malaria-Parasitenarten zusammengestellt sind. Dabei ist die Anordnung im einzelnen so getroffen worden, dass die asexuale Entwickelungsreihe der Tertian- und Quartanparasiten doppelt gegeben ist und zwar: einmal nach Präparaten mit Methylenblau-, das andere Mal nach solchen mit Romanowsky-Färbung; während der Tropenfieberparasit nur in Methylenblaufärbung gegeben ist. Von den geschlechtlichen Formen (Gameten) der 3 Malariaparasitenarten sind nur diejenigen des Tertianparasiten in Methylenblau- und Romanowsky-Färbung gegeben, diejenigen des Quartan- und des Tropenparasiten einfach in Methylenblaufärbung, weil sie entsprechende Chromatinverhältnisse bieten wie der Tertianparasit und sich nur in Form und Größe von ihnen unterscheiden.

Übersichtsbilder.

Fig. 39. 2 Tertianparasiten, etwa 36 Stunden alt. Befallene Blutkörperchen vergrößert. Methylenblaufärbung.

Fig. 40. Tertianparasit, etwa 36 Stunden alt. Befallenes Blutkörperchen vergrößert. Romanowsky-Färbung. Das schwarze Korn im Parasiten ist nicht Pigment, sondern Chromatin. Daneben links ein großer Lymphocyt, darunter der schwarze Fleck ist ein Blutplättchen. (Zur Illustrierung der Größenverhältnisse verschiedener Blutelemente.)

Fig. 41. Tertianparasit: Teilungsform. Daneben ein polynukleärer Leukocyt. Romanowsky-Färbung.

Fig. 42. Quartanparasit, Bandform, Methylenblaufärbung.

Fig. 43. Quartanparasit, Teilungsform, Romanowsky-Färbung.

Fig. 44. Tropenfieberparasit. Methylenblaufärbung. In einem Blutkörperchen ein kleiner, mittlerer und großer Tropenring.

Fig. 45. Tropenfieberparasit: Gameten (Halbmond und Sphäre), Knochenmarkausstrich. Methylenblaufärbung.

Fig. 46. Tropenfieberparasiten, sich zur Teilung anschickend, in Gehirnkapillaren angehäuft. Methylenblaufärbung. Ausstrich von Gehirnmasse.

I. Asexuale Formen. Fig. 47 bis 83.

Methylenblaufärbung.

Fig. 47. Kleiner Tertianring. Etwa 12 Stunden alt.

Fig. 48. Tertianparasit. Sogenannte amöboide Form. Etwa 36 Stunden alt.

Fig. 49. Tertianparasit. Noch Ringform zeigend. Etwa 42 Stunden alt. Die kleinen schwarzen Stippchen sind Pigment. Blutkörperchen auf mehr als das Doppelte vergrößert.

Fig. 50. Tertianparasit 2 Stunden vor dem Fieberanfall. Das Pigment fängt an sich in Streifen zu ordnen. Die jungen Parasiten in der Bildung begriffen.

Fig. 51. Teilung des Parasiten weiter fortgeschritten, Pigment sammelt sich in groben Körnern.

(Die Färbung ist hier bei weitem nicht so klar wie in der vorhergehenden Figur, weil dieser Parasit aus einem Trockenpräparat stammt, das bereits $^{1}/_{4}$ Jahr alt war, als es gefärbt wurde.)

Methylenblau-Färbung.

Fig. 52. Weiteres Fortschreiten der Teilung. Das Pigment ist in 2 große und 3 kleine Körner zusammengezogen. Der ganze Parasit ist — mit Ausnahme eines Segmentes am linken Rande — in junge Parasiten geteilt.

Fig. 53. Vollendete Teilung. Pigment in einem Klumpen zusammengezogen. Typische Morula-Form.

Fig. 54. Neben der vollendeten Teilungsform liegt links ein fast erwachsener Gamet, der durch sein verstreutes Pigment und seine schwache Färbung zu erkennen ist.

(Die Parasiten stammen aus demselben alten Trockenpräparat wie der Parasit in Fig. 51. Daher die schwache Färbung.)

Romanowsky-Färbung.

Fig. 55. Zerrissener kleiner Tertianring. In der Reproduktion als solcher nicht mehr erkennbar.

Fig. 56. Dreifache Infektion mit Tertianparasiten. Die ovalen schwarzen Körner sind die Chromatinkörner.

Fig. 57. Links Tertianparasit mit großem, scharf begrenztem und intensiv gefärbtem Chromatinkorn, rechts Tertianparasit mit aufgelockertem Chromatin. Beide etwa 36 Stunden alt. Der rechte Parasit ist vermutlich ein Gamet.

Fig. 58. Tertianparasit etwa 36 Stunden alt, noch ringförmig. Tüpfelung der befallenen Blutscheibe. Das Chromatinkorn liegt in der linken oberen Ecke.

Fig. 59. Tertianparasit mit beginnender Chromatinteilung: 8 Chromatinteile.

Fig. 60. Tertianparasit. Vorgeschrittene Chromatinteilung: 12 Chromatinkörner, zum Teil dreieckig.

Fig. 61. Vollendete Teilungsfigur eines Tertianparasiten. 22 ovale Chromatinkörner. Der große, schwarze, fünfeckige Fleck ist das zusammengezogene Pigment.

Fig. 62. Die jungen Tertianparasiten schwärmen auseinander. In der Mitte liegt das zurückbleibende Pigment.

Methylenblaufärbung.

Fig. 63. Quartanring. Von einem kleinen Tertianring (Fig. 47) und einem großen Tropenring (Fig. 80) nicht mit Sicherheit zu unterscheiden.

Fig. 64. Quartanring sich in die Länge ziehend.

Fig. 65. Schmales typisches Quartanband.

Fig. 66 bis 69. Das Quartanband nimmt an Breite zu. Die dunklen Stellen bestehen fast nur aus Pigment, dessen einzelne Körnchen auf der Reproduktion nicht mehr deutlich zu erkennen sind.

Fig. 70. Beginnende Teilung des Quartanparasiten. Der schwarze Fleck in der Mitte ist das zusammengezogene Pigment.[1])

Romanowsky-Färbung.

Fig. 71. Quartanring.

Fig. 72. Doppelinfektion mit Quartanparasiten. Die großen, schwarzen, ovalen Körner in den Bändern sind die Chromatinkörner.

Fig. 73. Breites Quartanband. Die feine, schwarze Tüpfelung in der oberen Hälfte des Parasiten ist Pigment. Der große schwarze Fleck am unteren Rande das Chromatinkorn.

Fig. 74. Beginnende Teilung des Quartanparasiten. Das Chromatin (schwarze Flecke) in 4 Teile gespalten.

Fig. 75. Die Teilung schreitet fort. Der aufgelockerte große graue Fleck dicht oberhalb des Centrums stellt das zusammengezogene Pigment dar. Die unregelmäßig gestalteten kleinen tiefschwarzen Flecke (8) sind Chromatinteile.

Fig. 76. Typische Teilungsfigur des Quartanparasiten. In der Mitte der große graue aufgelockerte Fleck ist das zusammengezogene Pigment. Die peripherisch gelegenen (bis auf einen, der dicht am Pigmenthaufen liegt) 8 tiefschwarzen Flecke sind die Chromatinteile.

Fig. 77. Fertige Teilung des Quartanparasiten (10 junge Parasiten). In der Mitte das tiefschwarze Pigment.

Fig. 78. Auseinandertreten der jungen Parasiten.[2])

---

1) Die Figuren 63 bis 65, 67 und 70 nach einem Präparat von Geh. Rat R. Koch.

2) Die Figuren 75 bis 78 und 85, 86 nach einem Präparat von Prof. Dr. Beck.

Methylenblaufärbung.

Fig. 79. Kleiner und mittlerer Tropenring. Letzterer im Übergang zum großen Tropenring befindlich.

Fig. 80. Kleiner, mittlerer und großer Tropenring zusammen.

Fig. 81. Links ganz junger Tropenparasit (Spore), rechts mittlerer und großer Tropenring.

Fig. 82. Fast erwachsener Tropenparasit. Die beiden schwarzen Körner sind Pigmentanhäufungen.

Fig. 83. Auseinandertretende junge Tropenparasiten. Aufgelöste Teilungsform. Der große schwarze Fleck in der Mitte ist das zusammengezogene Pigment. (21 junge Parasiten.)

Fig. 84. Links rotes Blutkörperchen mit basophiler Körnung (Karyochromatophile Körnung A. Plehn's, Urformen der Malariaparasiten A. Plehn's), rechts ein Blutkörperchen anscheinend mit Kernresten.

II. Gameten.

Methylenblaufärbung.

Fig. 85. Ein freier Quartangamet (Makrogamet, Sphäre), Weibchen. (Verhältnismäßig dunkel gefärbt und fein pigmentiert.)

Fig. 86. Ein freier Quartangamet (Mikrogametocyt, Sphäre), Männchen. Blass gefärbt und Pigment in groben Körnern.

(Diese beiden Figuren stammen aus einem alten Trockenpräparat und in alten Trockenpräparaten lassen sich die Gameten durch Methylenblaufärbung bei weitem nicht mehr so deutlich unterscheiden wie in frischen Präparaten.)

Fig. 87. Tertiangamet, männlich (Mikrogametocyt) noch innerhalb des roten Blutkörperchens, enthält viel grobe Pigmentkörner. In dem großen hellen nierenförmigen Ausschnitt liegt das Chromatin, das sich durch die Methylenblaufärbung nicht darstellen lässt.

Fig. 88. Tertiangamet, weiblich (Makrogamet), schwächer und mit feineren Körnchen pigmentiert. In dem kleinen runden Ausschnitt am oberen Rand des Parasiten liegt das Chromatin, das sich mit der Methylenblaufärbung nicht darstellen lässt.

Romanowsky-Färbung.

Fig. 89. Tertiangamet (Mikrogametocyt) noch innerhalb des roten Blutkörperchens liegend. Der schwarze Streifen in der Mitte ist das in Fäden angeordnete Chromatin. Die beiden helleren Streifen rechts und links davon bestehen aus Pigmentkörnern, die in dem fast farblosen Plasma liegen.

Fig. 90. Tertiangamet (Makrogamet) noch innerhalb des roten Blutkörperchens liegend. Der schwarze Fleck am oberen Rand des Parasiten ist das Chromatin. Das dunkler als beim Mikrogametocyten gefärbte Plasma ist mit feinen Pigmentkörnchen übersät.

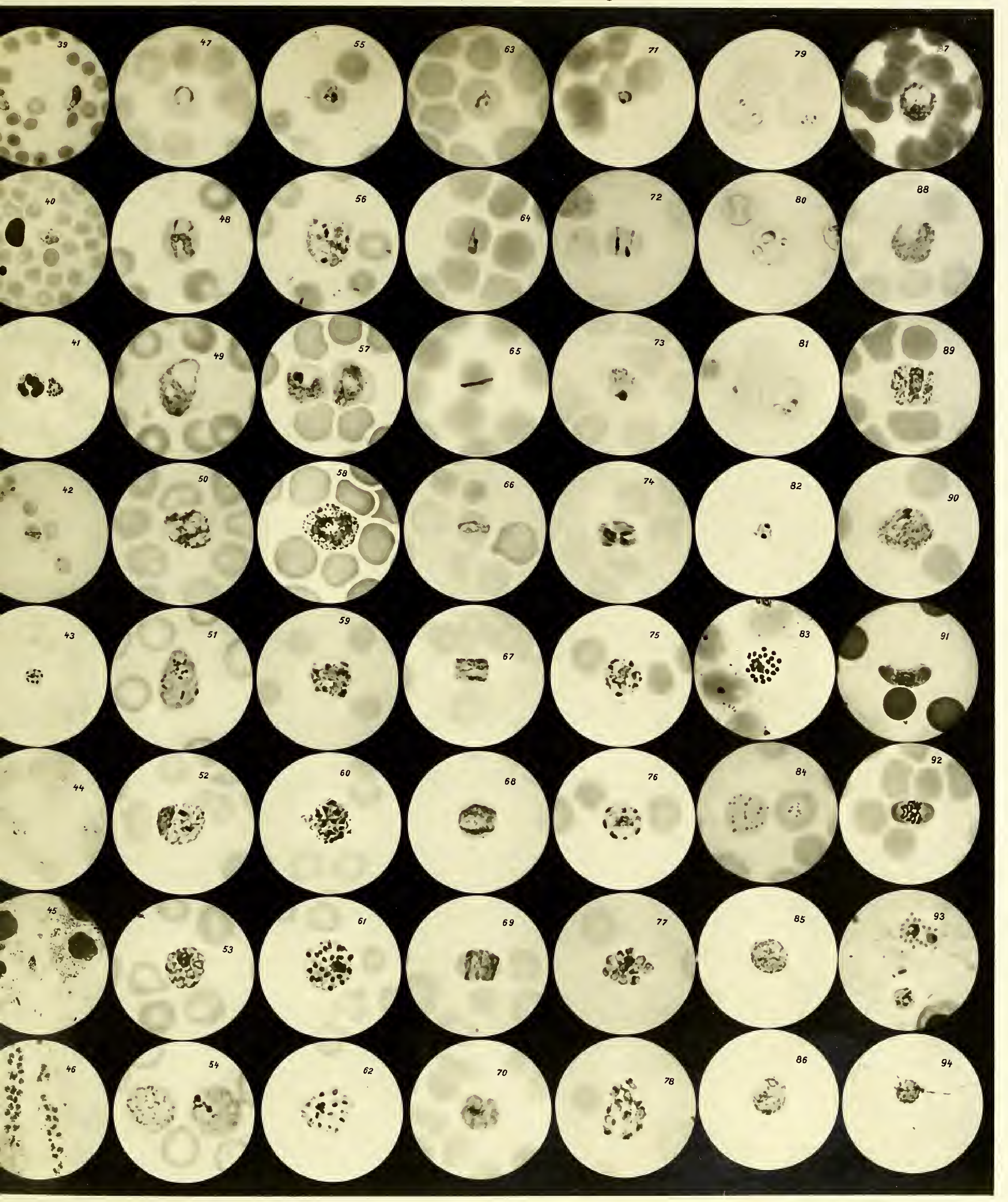
Methylenblaufärbung.

Fig. 91. Gamet des Tropenfieberparasiten (Halbmond) noch innerhalb des roten Blutkörperchens liegend. In der Mitte das Pigment. Die konkave Seite des Halbmonds ist noch von dem Rand des Blutkörperchens überspannt.

Fig. 92. Gamet des Tropenfieberparasiten (Spindel). In der Mitte des Pigment.

Fig. 93. Gamet des Tropenfieberparasiten (Freie Sphäre) stark pigmentiert. Darüber eine aufgelöste Teilungsfigur des Tropenfieberparasiten (17 junge Parasiten). Knochenmarkpräparat.

Fig. 94. Gamet des Tropenfieberparasiten (Geißelform). Mikrogametocyt die Mikrogameten (Geißeln, Spermatozoën) aussendend. (Nach Koch.)


39
40
41
42
43
44
45
46
47
48
49
50
51
52
53
54
55
56
57
58
59
60
61
62
63
64
65
66
67
68
69
70
71
72
73
74
75
76
77
78
79
80
81
82
83
84
85
86
7
88
89
90
91
92
93
94

SCHOOL OF MEDICINE,

TAFEL IV.

Die Figuren auf Tafel IV sind in Reihen übereinander angeordnet. Die Figuren 95—122 und Figur 126 sind nach Romanowsky-Präparaten, die übrigen Figuren nach frischen Präparaten angefertigt.

Fig. 95 und 96 zeigen die typische Form des Chromatins (kompakte runde oder ovale Kerne) in jungen Tertianparasiten. Vermutlich ist der untere Parasit in Fig. 95, der 2 Chromatinkörner enthält, die innerhalb des Plasmaringes liegen, ein junger Gamet. Vergrößerung 1000 fach.

Fig. 97 bis 101 zeigen in gleichgroßen Tertianparasiten eine ganz andere Chromatinentwicklung. Es ist das wahrscheinlich die Chromatinentwicklung der Gameten. Vergrößerung 1000 fach.

Fig. 102 bis 108. Eine Reihe verschiedener Teilungsformen der Tertianparasiten. Vergrößerung 1000 fach.

Fig. 109 bis 115. Proteosoma (Cytosporon).

Vergrößerung 1000 fach.

Fig. 109. Fast erwachsene Form. Kern des Blutkörperchens gedreht. Der große schwarze Fleck am linken Rande ist das Chromatin, die kleineren schwarzen Flecke sind Pigmentkörner. Kanarienvogelblut.

Fig. 110. Teilungsform. Darüber ein weißes Blutkörperchen.

Fig. 111. Männlicher Gamet (Mikrogametocyt). Links unten der große schwarze Fleck ist das Pigment. Darüber die feinen Fäden das Chromatin. Kern des Blutkörperchens gedreht, aber noch nicht ausgestoßen.

Fig. 112. Weiblicher Gamet (Makrogamet). Rechts der große schwarze Fleck ist das Chromatin, die auf dem dunkelgefärbten Plasma liegenden kleinen schwarzen Flecke sind Pigmentkörner. Kern des Blutkörperchens gedreht. Auch hier noch nicht ausgestoßen.

Fig. 113. Befruchteter weiblicher Gamet aus Mückenmageninhalt (Ookinet). Der große schwarze Fleck in der Mitte ist das Chromatin.

Fig. 114. Beginnende Würmchenentwicklung (Ookinet). Aus Mückenmageninhalt.

Fig. 115. Vollentwickeltes Proteosoma-Würmchen (Ookinet). Aus Mückenmageninhalt. Die große schwarze zusammenhängende Stelle im unteren Teil des Würmchens ist das Chromatin. Die einzelnen schwarzen Körner im oberen Teil des Würmchens sind Pigment.

Fig. 116 bis 122. Halteridium. (Nach R. Koch.)

Vergrößerung 1000 fach.

Fig. 116. Halteridien verschiedener Größe. Taubenblut.

Fig. 117. Gameten: oben Männchen, unten Weibchen.

Fig. 118. Freie männliche Sphäre (Mikrogametocyt).

Fig. 119. Befruchteter weiblicher Gamet (Ookinet). Beginnende Würmchenbildung.

Fig. 120. Fortgeschrittene Würmchenbildung.

Fig. 121. Männchen (Mikrogametocyt) seine Spermatozoën (Geißeln, Mikrogameten) aussendend. (Müsste um die Entwicklungsreihe richtig wiederzugeben auf Figur 118 folgen.)

Fig. 122. Fertiges Halteridium-Würmchen (Ookinet).

Fig. 123 bis 129. Weitere Entwicklung des Proteosoma (Cytosporon) in der Mücke (Culex pipiens [van der Walp])

Alle Figuren sind 500fache Vergrößerungen mit Ausnahme von Figur 126, die bei 1000facher Vergrößerung aufgenommen ist.

Fig. 123. Cysten (Zygoten) am Mückenmagen. (3 bis 4 Tage alt.)

Fig. 124. Vollentwickelte Cyste platzend. Die Sichelkeime austretend. Auf der Reproduktion nicht mehr deutlich zu erkennen.

Fig. 125. Freie Sichelkeime (Sporozoïten).

Fig. 126. Sichelkeime nach Romanowsky gefärbt. Das ovale schwarze Korn in der Mitte ist das Chromatin. Vergrößerung 1000fach.

Fig. 127. Gelbe Sichelkeime (Vorstufe der Ross'schen Keime auf Fig. 129), die aus ihrer Cyste austreten.

Fig. 128. Weitere Entwicklung der gelben Sichelkeime. Die Form der Sichelkeime ist noch überall erhalten.

Fig. 129. Vollentwickelte Ross'sche Keime (Black spores).

Fig. 130 bis 134. Verschiedene Anopheles-Arten,

die neben einander gestellt sind, um die Größenunterschiede zu zeigen. Sie sollen nur als Uebersichtsbilder dienen.

Fig. 130.	Anopheles maculipennis	(Meigen)	♀		
Fig. 131.	»	»	♂		
Fig. 132.	» simplex	(Dönitz)	♀		3fach vergrößert.
Fig. 133.	» »	»	♂		
Fig. 134.	» punctatus	»	♀		

Fig. 135. Ein Stück eines mit Proteosoma Cysten besetzten Mückenmagens. Die schwarze Cyste, die in der Mitte des oberen Randes des Bildes liegt und fast die Umrandung erreicht, ist mit Ross'schen Keimen gefüllt. Die feinen schwarzen Striche, die kreuz und quer über den Magen ziehen, sind Tracheen. Vergrößerung 50fach.

Fig. 136. 4 Cysten, von denen 3 noch nicht zur vollen Entwicklung gekommen sind, während die vierte die typische Anordnung der Sichelkeime in der Cyste zeigt. Die schwarzen Schläuche, die unter den Cysten verlaufen, sind Tracheen. Vergrößerung 500fach.

Ruge (Kiel).

UNIVERSITY OF LEEDS.



Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL V.

Fig. 137. Proteosoma. Kanarienvogelblut. Im senkrechten Durchmesser des Bildes findet sich oben ein rotes Blutkörperchen, das an seinem oberen Teil eine Jugendform des Proteosoma in Gestalt eines schwarzen Punktes hat, darunter folgt — ganz schwarz — der ausgestoßene Kern eines weißen Blutkörperchens, darunter ein Makrogamet, darunter zwei Blutkörperchen mit je einem schwarzem runden Punkt. Diese schwarzen runden Punkte entsprechen den roten Chromatinkörnern der jüngsten Proteosomaform. Der Kern des einen Blutkörperchens ist von dem kleinen Parasiten bereits aus seiner normalen Lage verdrängt. Weiterhin folgt nach unten zu wieder der ausgestoßene Kern eines weißen Blutkörperchens und darunter ein rotes Blutkörperchen ohne Kern, fast ganz erfüllt von einem Mikrogametocyten. Das Plasma ist gar nicht gefärbt. Die schwarzgrauen Fäden sind das Chromatin, die schwarzen einzelnen Punkte die Pigmentkörner.

Außerdem finden sich im Bilde noch verschiedene mit verschieden alten Proteosomaformen infizierte rote Blutkörperchen. Die größeren Parasiten haben den Blutkörperchenkern gedreht. Vergrößerung 500fach.

Fig. 138. Oben im Bilde eine Teilungsform des Proteosoma; Blutkörperchenkern wird gerade ausgestoßen.

In der Mitte des Bildes ein unförmiger Makrogamet. Das tiefblau gefärbte Plasma erscheint in der Photographie schwarz. Die zusammenhängende schwarze Masse am oberen Rand ist das Chromatin, die zerstreuten schwarzen Punkte sind Pigmentkörner.

Außerdem verschiedene mit jungen oder halberwachsenen Proteosomen infizierte rote Blutkörperchen.

Fig. 139. Unterhalb des Blutkörperchenhaufens liegt ein Mikrogametocyt. Sein Plasma ist so gut wie ungefärbt und hebt sich als runde weiße Scheibe von dem stark verblassten roten Blutkörperchen ab. Die weiße Scheibe ist fast ganz von grauen Fäden (Chromatin) erfüllt. Die schwarzen Punkte sind Pigment. Vergrößerung 1000fach.

Fig. 140. Pigmentführendes weißes Blutkörperchen. Malariablut.

Fig. 141. | Fig. 142. } Apiosoma bigeminum, Finland; Ohrenvenenblut eines an schwerer Hämoglobinurie leidenden Rindes; Färbung mit Eosin-Methylenblau, Kossel praep.

Fig. 143. Apiosoma bigeminum, Ostafrika, Rinderblut, Eosin-Methylenblau, R. Koch praep.

Fig. 144. Feinste Gallengänge in Ausstrich von Leber bei schwerer Hämoglobinurie der Rinder, verursacht durch Apiosoma bigeminum; Aufnahme mit blauem Filter, da in dem nicht gefärbten Präparat die dunkelgelbe Färbung durch das Hämoglobin genügte. Vergrößerung 250fach. Kossel praep.

Fig. 145. | Fig. 146. } Rattentrypanosoma, gefärbt mit Eosin-Methylenblau, Rabinowicz praep.

Fig. 147. Ostindisches Trypanosoma bei spontaner Pferdesurra, Hämatoxylinfärbung, Kossel praep.

Fig. 148. Trypanosoma bei Beschälseuche, Dourine der Pferde. Färbung mit Gentianaviolett. Nocard praep.

Fig. 149. Streptothrix candida. Reinkultur von Agar.
Fig. 150. Streptothrix candida. Frische Bouillonkultur.
Fig. 151. Streptothrix asterioides (Eppinger). Reinkultur von Agar.
Fig. 152. Streptothrix candida. Aeltere Bouillonkultur; Sporulation auf Oberfläche.

(Fig. 149–152: Petruschky praep.)

Fig. 153. Streptothrix hominis in Lungenauswurf. Fuchsinfärbung, Kolle praep.

Fig. 154. Spindelförmige Kammersporen (Conidies fuselées) von einer Trichophytonkultur (Fig. 161). Einige Exemplare zeigen an den Seiten der spitzanlaufenden Enden feine wärzchenartige Hervorragungen. Vergrößerung 260 fach. Plaut praep.

Fig. 155. Ektosporenbildung bei Favus (Fig. 185) am 3. Tage der Entwicklung. Kultur in situ (37° Cels.). Man sieht meist am Ende, seltener im Verlauf langer, wenig verzweigter Myzelfäden Abknospung kleiner, birnförmiger, leicht abfallender Ektosporen. Dazwischen sterile Myzelien. In situ gefärbt mit Zielscher Lösung; Vergrößerung etwa 90 fach. Plaut praep.

Fig. 156. Endokonidienbildung bei Favus. Eine andere Stelle im vorigen Präparat. Zerfall des plumpen, vielfach gewundenen und durcheinandergeflochtenen Favusmyzels in Myzelsporen (Endokonidien oder Oïdienform). Am Rande einzelne, sterile Myzelien. Vergrößerung wie oben. Plaut praep.



137-154 E. Zettnow 155 u. 156 H. C. Plaut phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL VI.

Alle Figuren in natürlicher Größe und alle Praeparate von Plaut.

Fig. 157. Trichophytia capitis (Trichophytie vulgaire de l'enfant, Trichophytie endothrix à culture cratériforme). Kraterförmige Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Farbe graubestaubt.

Fig. 158. Trichophytia capitis (Trichophytie peladoïde de l'enfant Trichophyton à culture acuminée Unregelmäßig aufgetriebene Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Farbe braunrot bestaubt. Die Kultur unterscheidet sich von der »Culture acuminée« Sabourauds durch ihre Unregelmäßigkeit.

Klinisches Bild entsprach der Peladoïde.

Fig. 159. Trichophytia corporis von einer impetigoartigen Hautaffection der Beugeseite des Handgelenks eines Kindes. Angesteckt durch Kaninchen. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Farbe schneeweiß.

Fig. 160. Trichophytiekultur von einer Katze in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Gehirntyp. Farbe schneeweiß.

Fig. 161. Sycosis parasitaria. Tiefe Form. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Braunbestaubte Scheibe mit kraterförmigem Centrum und zierlichen Randausläufern. Vergl. Fig. 181 auf Tafel VII.

Fig. 162. Sycosis parasitaria. Oberflächliche trockne Form. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar (20° Cels.). 4 Wochen alt. Farbe schneeweiß. Auf der Unterseite des Nährbodens ist es zu einer Sekundärkolonie gekommen, ein häufiges Vorkommnis bei allen aufgetriebenen Kulturen. (Fig. 182.)

Fig. 163. Mäusefavus: Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Traubenzuckeragar. 4 Wochen alt (37° Cels.). Flaumtyp. Farbe weiß. In der Mitte, wo die feinen Punkte sich befinden, rosaviolett. Unterseite violett.

Fig. 164. Trichophytia corporis. Eiternde Form. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels). Farbe schneeweiß. Ansteckung erfolgte durch Katzentrichophytie (Fig. 160).

Fig. 165. Impftrichophytiekultur vom Ohr des Meerschweinchens. 4 Wochen alt, auf Maltoseagar (20° Cels.). Geimpft wurde mit Kultur 164. Die schneeweiße, grob gehirnförmig aufgetriebene Kultur zeigt Sprünge, die den Sprüngen in Porzellanemaille vergleichbar sind (craquelé, häufiges Vorkommnis). Vergleich der Kulturen 160, 164 und 165 giebt interessante Aufschlüsse über Einfluss der Haut auf den Polymorphismus der Trichophytonerreger.

Fig. 166. Sycosis parasitaria. Oberflächliche, feuchte Form. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Hellbraunrot bestaubte Sonne. Eine sanft ansteigende Randzone umgiebt das unregelmäßig zerklüftete Centrum.

Fig. 167. Derselbe Pilz wie in der vorigen Figur auf Maltoseagar. Ein Vergleich beider Kulturen belehrt über den Einfluß des verschiedenen künstlichen Nährbodens auf den Polymorphismus der Trichophytiekulturen.

Fig. 168. Sycosis parasitaria. Tiefe Form, Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alt (27° Cels.). Culture craquelée. Farbe schneeweiß. Favusähnlicher Pilz.

Fig. 169. Trichophytia corporis beim Kind. Trockne Ringform. Kultur auf Maltoseagar. 4 Wochen alt (20° Cels.). Flaumtyp mit centraler Knopfbildung. Ansteckung erfolgte durch eine Katze. (Seltene Form.)

Fig. 170. Trichophytia corporis aus einer ekzemartigen Affektion am Kinn eines Kindes. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar (20° Cels.). 4 Wochen alt. Farbe schneeweiß. Sehr seltene Form.

Fig. 171. Derselbe Pilz auf Lactoseagar. Schneeweiße Kultur mit Depression des Centrums. Zeigt Ähnlichkeit im Wachstum mit Oospora canina Sabrazès. Die Kulturen erhielten nach mehreren Generationen ein schönes, kirschrotes Pigment.

SCHOOL OF MEDICINE



H. C. Plaut phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL VII.

Die Figuren 172—185 in natürlicher Größe; alle Praeparate von Plaut.

Fig. 172. Mikrosporon von einer Mikrosporie des kindlichen Kopfes in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alte Kultur (20° Cels.). Oberfläche weiß, Unterfläche gelbbraun.

Fig. 173. Mikrosporon vom Tiger in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alte Kultur (20° Cels.). Oberfläche und Unterfläche weiß.

Fig. 174. Mikrosporon von einem Hautherd an der Brust eines Kindes in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alte Kultur (20° Cels.). Oberfläche weiß, Unterfläche braungelb.

Fig. 175. Soor, verflüssigende Varietät von der kindlichen Mundschleimhaut in Erlenmeyerschem Kolben auf dunkler Bierwürzegelatine. 4 Wochen alte Kultur (20° Cels.). Farbe rötlichbraun, am Rande beginnende Faltenbildung und Erweichung.

Fig. 176. Favus von einem durch favuskranke Mäuse angesteckten Knaben in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar, 5 Tage alte Kultur (37° Cels.). Rapides Wachstum, Farbe weiß. In der Mitte unregelmäßige Erhebungen, rundherum feiner Flaum mit Randstrahlen. Übergang des Flaumtyp (Fig. 163, Taf. VI) in den Wachstyp (Fig. 178, Tafel VII).

Fig. 177. Favus vom Menschen (Stamm: Král'sches Laboratorium) in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürzeagar. 4 Wochen alte Kultur (37° Cels.). Farbe grauweiß. Mitte sammetartig, am Rand flaumig. Die Zone um das Centrum herum ist durchbrochen; man sieht den dunklen, etwas erweichten Nährboden zu Tage treten.

Fig. 178. Favus vom Menschen in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar. 4 Wochen alte Kultur (37° Cels.). Farbe braungelb, Oberfläche von wachsartiger Beschaffenheit. In der Mitte gehirnartige Erhebungen, nach dem Rande zu in radiäre Falten ausklingend. Wachstyp.

Fig. 179. Derselbe Pilz wie Fig. 178 beschrieben, gleichalterige Kultur, aber auf Bierwürzeagar (37° Cels.). Farbe weißgelb, in der Mitte sammetartig, nach dem Rande zu regelmäßige radiäre Faltenbildung bis zur Peripherie. Vergleich der beiden Figuren zeigt die Wirkung des verschiedenen Nährbodens auf die Gestaltung der Kulturen des Favus.

Fig. 180. Aspergillus fumigatus in Erlenmeyerschem Kolben auf Maltoseagar, Kultur 48 Stunden alt bei 35° Cels. von einem Keim aus gewachsen. Farbe in der körnigen Mitte grün, am flaumigen Rand weiß. Beweis für die Schnelligkeit des Wachstums pathogener Schimmelpilze bei höheren Temperaturen.

Fig. 181. Trichophyton von einem Ohrheerd eines mit Pilz 161 geimpften Meerschweinchens. Kultur in Erlenmeyerschem Kolben auf Bierwürze, 4 Wochen alt (20° Cels.). Farbe schneeweiß. Ein Vergleich der Figuren 181 mit 161 zeigt recht instruktiv den Einfluß der Haut auf den Polymorphismus der Trichophytonvarietäten.[1])

Fig. 182. Trichophytiekultur in Erlenmeyerschem Kolben von der Rückseite gesehen. In dem durch das Emporstreben der ursprünglichen Kultur entstandenen Hohlraum ist es zu einer Sekundärkultur mit Flaumbildung gekommen. (Unterseite von Fig. 162)[1]).

Fig. 183. Soor, verflüssigende Varietät von der kindlichen Mundschleimhaut in Králscher Kammer auf Fleischwasserpeptongelatine. 3 Monate alte Kultur (20° Cels.). Farbe schneeweiß. Oberfläche wie Schlagrahm, zierliche Randverzweigung, keine Spur von Verflüssigung.

Fig. 184. Favusähnlicher Pilz vom Kerion eines Knaben. Kultur in Králscher Kammer auf Traubenzuckeragar. 3 Monate alt (37° Cels.). Die Králschen moosähnlichen Ausläufer sind nach oben gut ausgeprägt, nach unten zu ebenfalls typischer Favuscharakter. Farbe weiß. Ansteckung durch Kälber.

Fig. 185. Favus vom Arm eines Knaben in Králscher Kammer auf Traubenzuckeragar. 3 Monate alte Kultur (37° Cels.). Im Centrum Flaumbildung, am Rand moosähnliche Ausläufer. Farbe weiß. Ansteckung durch Mäuse.

Fig. 186. Trichophytia corporis am 9. Tage, Kultur in situ (20° Cels.). Aus dem im Präparat unten liegenden feuchten Hautschuppenlager sind Mycelfäden ausgewachsen. Dazwischen zahlreiche, isolierte rundliche Spaltpilzkolonieen. In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 90fach.

Fig. 187. Mikrosporonhaar am 11. Tage seiner Entwicklung, Kultur in situ (20° Cels.). In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 90fach.

Fig. 188. Dasselbe Präparat wie Fig. 186 am 21. Tage. Kultur in situ (20° Cels.). Unten und rechts vollendete Ektosporenbildung nach dem Typus Botrytis. Lupenbetrachtung! In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 90fach.

Fig. 189. Schuppen von Pityriasis versicolor in situ bei 37° Cels. gezüchtet, 11. Tag der Kultur. Nur das mittelste Schuppenlager zeigt hervorsprossende Konidienmassen. In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 125fach.

Fig. 190. Dasselbe Präparat wie Fig. 189, stark vergrößert. In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 500fach.

Fig. 191. Mikrosporonhaar am 9. Tage seiner Entwicklung, Kultur in situ (37° Cels.). Aus dem undurchsichtigen, oben gespaltenen Haar sind einige Mycelien herausgewachsen; am Rande desselben links in der Mitte strebt ein Mycelzweig nach dem Gabelende empor, der sich am oberen Ende in zwei Spindelsporenäste verzweigt. Kammern bei Lupenbetrachtung deutlich sichtbar. In der Luftkammer lebend aufgenommen. Vergrößerung etwa 90fach.

---

[1]) Die Figuren konnten wegen ihrer verschiedenen Größe leider nicht auf derselben Tafel untergebracht werden.

SCHOOL OF MEDICINE



H. C. Plaut phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL VIII.

Fig. 192. Saccharomyces Buße, Reinkultur mit gefärbten Kernen, Vergrößerung 500 fach. Buße praep.

Fig. 193. Saccharomyces Buße, Reinkultur bei 40°—41° gezüchtet; einzelne Zellen zu Fäden ausgewachsen, nicht gefärbt. Vergrößerung 350 fach.

Fig. 194. Saccharomyces Buße aus einem Herd bei Saccharomycosis tibiae hominis; Schnittpräparat von Buße. Hefezellen mit teilweise geschichteter Kapsel innerhalb und außerhalb von Gewebszellen. Vergrößerung 500 fach.

Fig. 195. Aehnlich wie 194, jedoch aus einer erweichten Stelle eines Saccharomykoseherdes, Hefezellen verschiedener Größe. Vergrößerung 500 fach. Buße praep.

Fig. 196 Tuberculosis hominis, Lungenausstrich nicht Kaverne. Zettnow praep.

Fig. 197. Tuberculosis hominis, Harnsediment. Beck praep.

Fig. 198. Tuberculosereinkultur auf Kartoffelinfus. Involutionsformen. Vergrößerung 2000 fach. Sander praep.

Fig. 199. Tuberculosis hominis, Eiter aus Lunge. Zettnow praep.

Fig. 200. Tuberculosereinkultur auf Oberfläche von Glycerin-Kartoffelsaftagar; 9 Tage alt, nicht gefärbt. Vergrößerung 125 fach. Zettnow praep.

Fig. 201. Tuberculosis avium, Reinkultur auf Oberfläche von Glycerin-Rindfleischagar, 21 Tage alt, nicht gefärbt. Vergrößerung 125 fach. Zettnow praep.

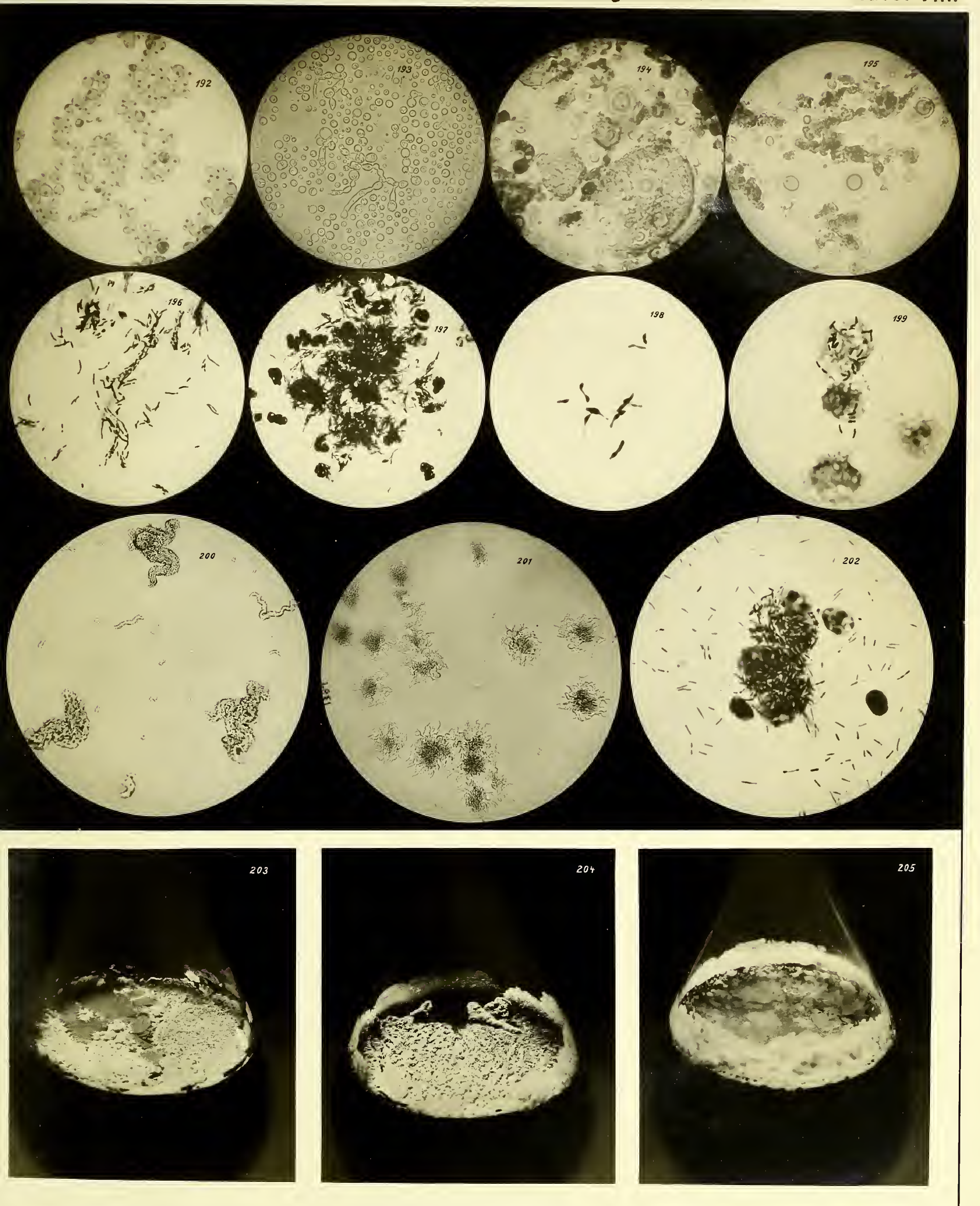
Fig. 202. Tuberculosis avium, spontan bei Taube, Leberausstrich. Zettnow praep.

Fig. 203. Tuberculosis hominis. Ein Kolben mit Reinkultur auf Glycerin-Peptonbouillon, 3,5 Wochen alt. Große dicke und zarte dünne Schollen, in der Mitte sich noch nicht berührend; natürliche Größe. Zettnow praep.

Fig. 204. Tuberculosis hominis auf Kartoffelinfus mit 4% Glycerin, also ohne Pepton; zu gleicher Zeit und in möglichst gleicher Menge ausgesät wie bei 203 zeigt die Kultur stärkeres Wachstum; die faltige Haut zieht sich besonders links und rechts an der Glaswand 5—6 mm hoch; natürliche Größe. Zettnow praep.

Fig. 205. Tuberculosis avium; auf demselben Nährboden ausgesät und von demselben Alter wie bei 203. Es hat sich nur eine dünne halbdurchsichtige Haut gebildet, in welcher eine Anzahl dickerer, daher weißer erscheinender Stellen sich befinden; sie zieht sich stark an der Glaswand empor; natürliche Größe. Zettnow praep.

SCHOOL OF MEDICINE,
UNIVERSITY OF LEEDS.



192-195 Busse 196-205 E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL IX.

Fig. 206. Lepra, Ausstrich von Nasenschleim, gefärbt nach Ziehl-Nehlsen. Mittelgroße Leprazellen und Leukocyten vollgestopft mit Leprabazillen; unten und in der Mitte links nicht mehr als einzelne Bazillen zu erkennen. Kolle praep.

Fig. 207, wie 206; eine besonders große Zelle; die Leprabazillen entsprechen in ihrer Anordnung dem 3lappigen Kerne des Leukocyten, aus welchem die Zelle entstanden sein dürfte. Kolle praep.

Fig. 208. Lepra, Ausstrich aus frischem Knoten; gefärbt mit Karbol-Fuchsin und entfärbt, ohne Gegenfärbung. Zettnow praep.

Fig. 209. Rotz, Mensch Eiterpustel an der Brust; Thioninfärbung.
Fig. 210. Rotz, Meerschweinchen 21 Tage nach Infektion, Fuchsinfärbung.
Fig. 211. Rotz, Reinkultur von Kartoffel, 26 Stunden bei 37°, Fuchsinfärbung.
} Wladimiroff praep.

Fig. 212. Milzbrand, Klatschpräparat von Gelatine, gefärbt mit Eosin-Methylenblau, entfärbt mit Eosin 16fach.
Fig. 213, wie 212; vom Rande einer Kolonie 250fach.
Fig. 214, wie 212, jedoch 1000fach.
} Zettnow praep.

Fig. 215. Abgeschwächter Milzbrand; Schnitt durch Niere einer Maus, Gram-Eosin, 250fach. Ogata praep.

Fig. 216. Milzbrand, Schnitt durch Lunge einer Maus; Gram-Eosin 250fach. C. Fraenkel praep.

Fig. 217. Milzbrand, Maus Milzaustrich, Fuchsinfärbung. C. Fraenkel praep.

Fig. 218. Diphtheriebazillen in Schleim aus Trachea; Fuchsinfärbung. Kossel praep.

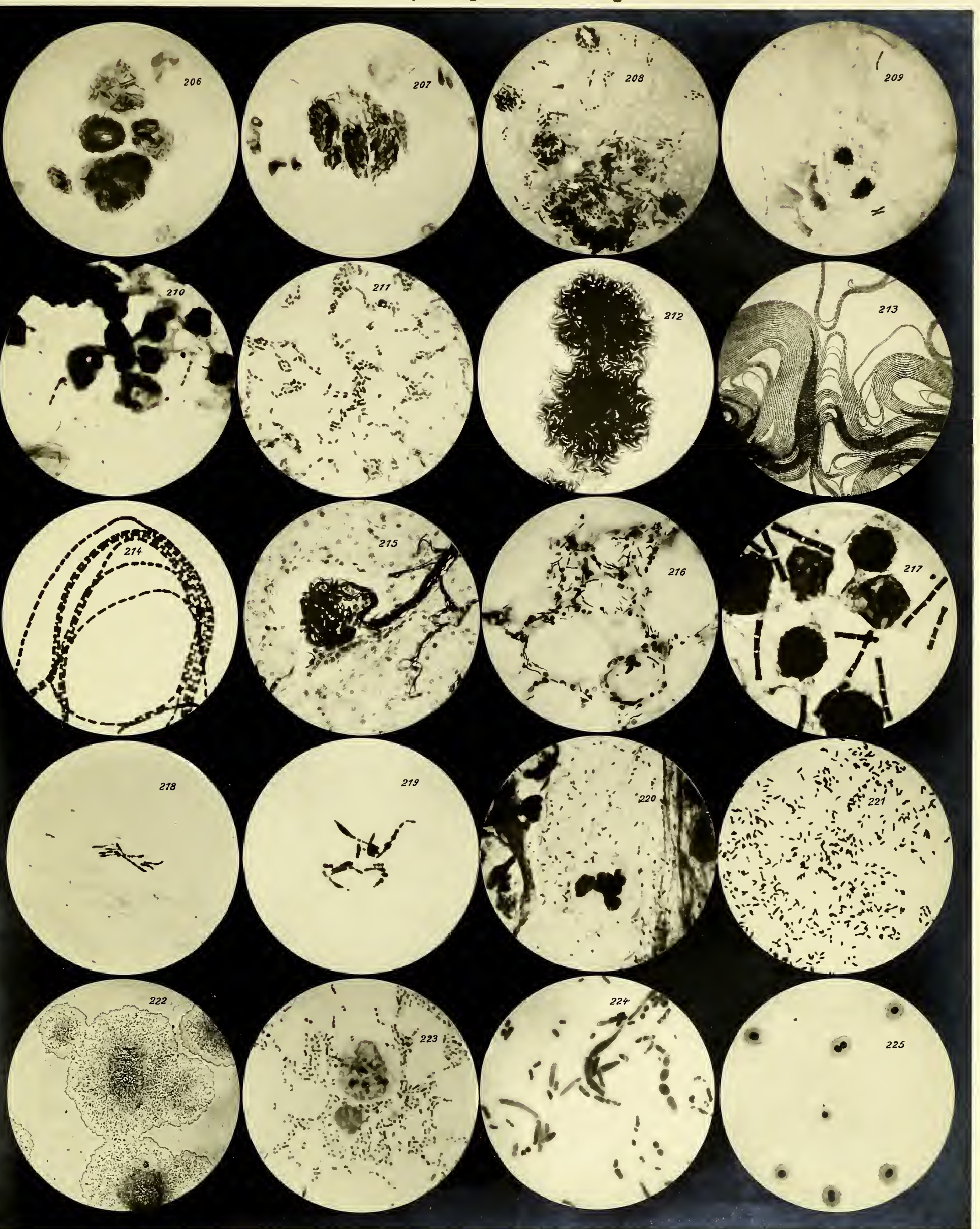
Fig. 219. Diphtherie-Reinkultur; Involutionsformen gefärbt mit Methylviolet. Kolle praep.

Fig. 220. Influenzabazillen in Sputum; Fuchsinfärbung. Beck praep.

Fig. 221. Influenza, Reinkultur; Fuchsinfärbung. R. Pfeiffer praep.

Fig. 222. Pest, Kolonieen auf Agar, 48 Stunden alt, nicht gefärbt, hochvirulent.
Fig. 223. Pest, Ratte, Milzausstrich, gefärbt mit Methylenblau.
Fig. 224. Pest, Reinkultur von 3prozentigem Salzagar, Involutionsformen, Methylenblau.
} Kolle praep.

Fig. 225. Pest, mit Kapseln, Reinkultur. 6 bis 7 Stunden alt, gebeizt mit Ferrotannat nach Löffler und gefärbt mit Fuchsin. Zettnow praep.



E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL X.

Fig. 226. Cholera asiatica, Hamburger Herkunft, 4[te] Generation, Gelatineplatte 22 Stunden alt: 2 größere Kolonieen auf der Oberfläche und 1 kleine unter derselben; 100 fach. Zettnow praep.

Fig. 227, wie 226, jedoch 44 Stunden alt; die Verflüssigung der Gelatine hat am oberen Teil der Kolonie begonnen; 100 fach. Zettnow praep.

Fig. 228. Cholerastuhl, welcher bei der Aussaat fast Reinkultur von Choleravibrionen ergab, obgleich neben den Kommabazillen große Stäbchen und Kokken vorhanden waren; Fuchsinfärbung. Zettnow praep.

Fig. 229. Cholerastuhl am 23. Tage nach der Erkrankung; die scheinbar normalen Faeces enthalten noch viel Choleravibrionen. Zettnow praep.

Fig. 230. Recurrens-Spirochaeten, Menschenblut, Fuchsinfärbung.

Fig. 231. Gänse-Spirochaeten im Blut einer Gans; Fuchsinfärbung. Gabrischewski praep.

Fig. 232. Diplococcus pneumoniae in Exsudat von menschlicher Lunge; Anilinwasser-Fuchsin. Weichselbaum praep.

Fig. 233. Diplococcus pneumoniae; Schnitt durch menschliche Lunge im Stadium der Hepatisation; gefärbt nach Gram-Weigert und vorgefärbt mit Lithion-Karmin. 500 fach. Weichselbaum praep.

Fig. 234. Diplococcus pneumoniae, Reinkultur 1 Tag alt, gefärbt nach Gram. Weichselbaum praep.

Fig. 235. Micrococcus intracellularis meningitidis in Exsudat einer Meningitis cerebro-spinalis gefärbt mit Borax-Methylenblau. Weichselbaum praep.

Fig. 236. Micrococcus intracellularis meningitidis im Gewebe; Schnitt durch die inneren Hirnhäute gefärbt mit Borax-Methylenblau 500 fach. Weichselbaum praep.

Fig. 237. Micrococcus intracellularis Reinkultur von Glycerin-Agar, 24 Stunden alt; Fuchsinfärbung.

Fig. 238. Streptococcen bei Meningitis; Spinalpunktion; Fuchsinfärbung. Menzer praep.

Fig. 239. Gonococcen in Trippereiter, gefärbt mit Methylenblau. Zettnow praep.

Fig. 240, wie 239. Die Gonococcen haben sich auf einer Epithelzelle angesiedelt. Zettnow praep.

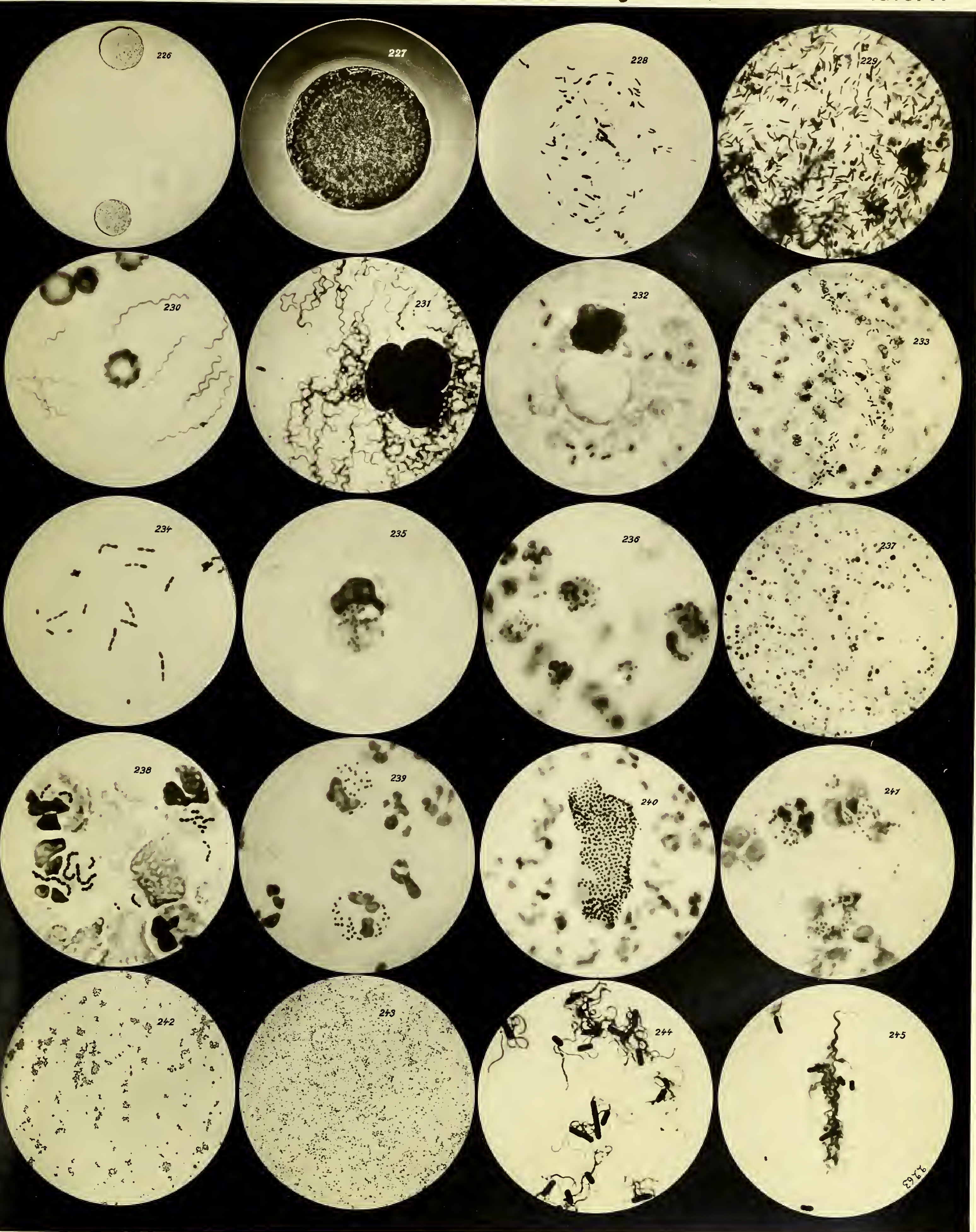
Fig. 241. Staphylococcus pyogenes aureus in Eiter einer mit ihm infizierten Maus; Methylenblaufärbung. Kolle praep.

Fig. 242. Staphylococcus pyogenes aureus, Reinkultur 24 Stunden alt; 1 Öse aufgeschwemmt in 1 ccm physiologischer Kochsalzlösung und agglutiniert mit 0,01 ccm Staphylococcenserum (Titre 2 mg); 50 fach. Kolle praep.

Fig. 243, wie 242, jedoch mit 0,01 ccm normalen Serum vermischt; keine Agglutination, 50 fach. Kolle praep.

Fig. 244. Rauschbrand; 20 Stunden alte Bouillonkultur, abgetötet mit Formalin und gefärbt wie bei Fig. 30; Zettnow praep.

Fig. 245. Rauschbrand-Geißelzopf, mittelgroß, sonst wie bei Fig. 244.



E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL XI.

Fig. 246. Rauschbrand; Fleischsaft vom Schwein, Färbung nach Gram; 1200 fach.

Fig. 247. Rauschbrand; Clostridienformen von Serumgelatine-Kultur, Thioninfärbung; 1200 fach.

Fig. 248 wie 247.

Fig. 249. Hühner-Cholera; Hühnerblut gefärbt mit Formol-Gentianaviolett; 1200 fach.

Fig. 250. Septicaemia haemorrhagica; Blut einer Kohlmeise, gefärbt mit Fuchsin; 1200 fach.

(Fig. 246–250:) Kitt praep.

Fig. 251. Bacterium coli; Geißelfärbung nach Zettnow-Hinterberger. Pfaundler praep.

Fig. 252. Bacterium coli in Harn; Fuchsinfärbung. Escherich praep.

Fig. 253. Bacterium coli; Fadenreaktion 150 fach. Pfaundler praep.

Fig. 254. Bacillus botulinus; Reinkultur von Zucker-Gelatine.

Fig. 255 wie 254, jedoch Sporen tragend.

Fig. 256 wie 254; freie Sporen.

Fig. 257 wie 254, jedoch aus Zucker-Bouillon, degenerierte Stäbchen.

Fig. 258. Bacillus enteritidis Gärtner var. Gand. Reinkultur.

Fig. 259 wie 258. Schnitt durch Niere von Kaninchen.

(Fig. 254–259:) van Ermengem praep.

Fig. 260. Schweinerotlauf, junge Agarkultur. Fuchsinfärbung.

Fig. 261. Mäusesepticaemie, junge Agarkultur Fuchsinfärbung.

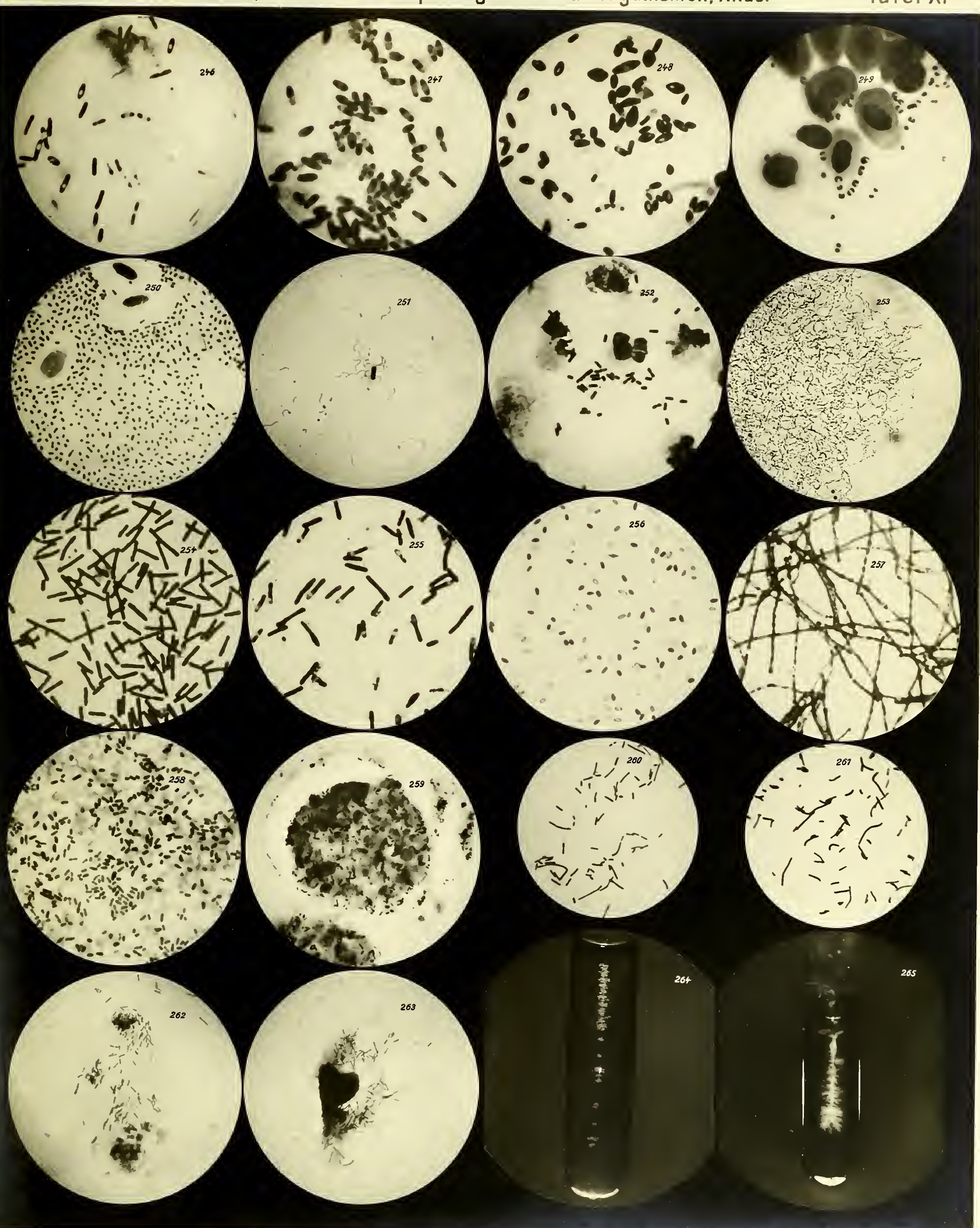
Fig. 262. Mäusesepticaemie; Mausblut, Bazillen frei und in einem zerfallenden Leukocyt; Fuchsinfärbung.

Fig. 263. Schweinerotlaufbazillen in einem zerfallenden Leukocyt aus dem Blute einer Maus. Fuchsinfärbung.

Fig. 264. Schweinerotlauf; Gelatine-Stichkultur 2 Wochen alt; natürliche Größe.

Fig. 265 wie 264, jedoch einige Wochen alt.

(Fig. 260–265:) Preisz praep.



246-250 Kitt 252 Escherich 251 u. 253 Pfaundler
254-259 v. Ermengem 260-265 Preisz phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.

TAFEL XII.

Fig. 266. Tetanus Reinkultur, Stich in Agar, 3 Tage bei 37°; natürliche Größe.
Fig. 267. Typhusbacillus mit Geißeln gefärbt wie bei Fig. 30.
Fig. 268. Tetanusbacillus mit Geißeln gefärbt wie Fig. 30.
Fig. 269. Schweinepestbacillus mit Geißeln gefärbt wie Fig. 30; 1500 fach.
} Zettnow praep.

Fig. 270. Mäusetyphusbazillen in einer Milzzelle einer Maus; Fuchsinfärbung. Bongert praep.

Fig. 271. Bradsotbazillen; Reinkultur, gebeizt und gefärbt nach Löffler. Tokischige praep.

Fig. 272. Typhus; Kolonie auf Oberfläche von Gelatine, 72 Stunden alt, nicht gefärbt. Neufeld praep.

Fig. 273. Mäusetyphus, sonst wie 272. Zettnow praep.

Fig. 274. Mäusetyphus, Reinkultur von Agar, gefärbt wie Fig. 30. 2000 fach.

Fig. 275. Malignes Oedem; Kolonieen in der Tiefe von Agar, nicht gefärbt. 50 fach.
Fig. 276. Malignes Oedem Reinkultur aus Gelatine. Fuchsinfärbung.
} Zettnow praep.

Fig. 277. Mäusetyphus; Maus Milzausstrich; Fuchsinfärbung. Bongert praep.

Fig. 278. Ozaenabazillen in menschlichem Nasensekret; Färbung des sehr alten Ausstriches durch Methylenazur. Zettnow praep.

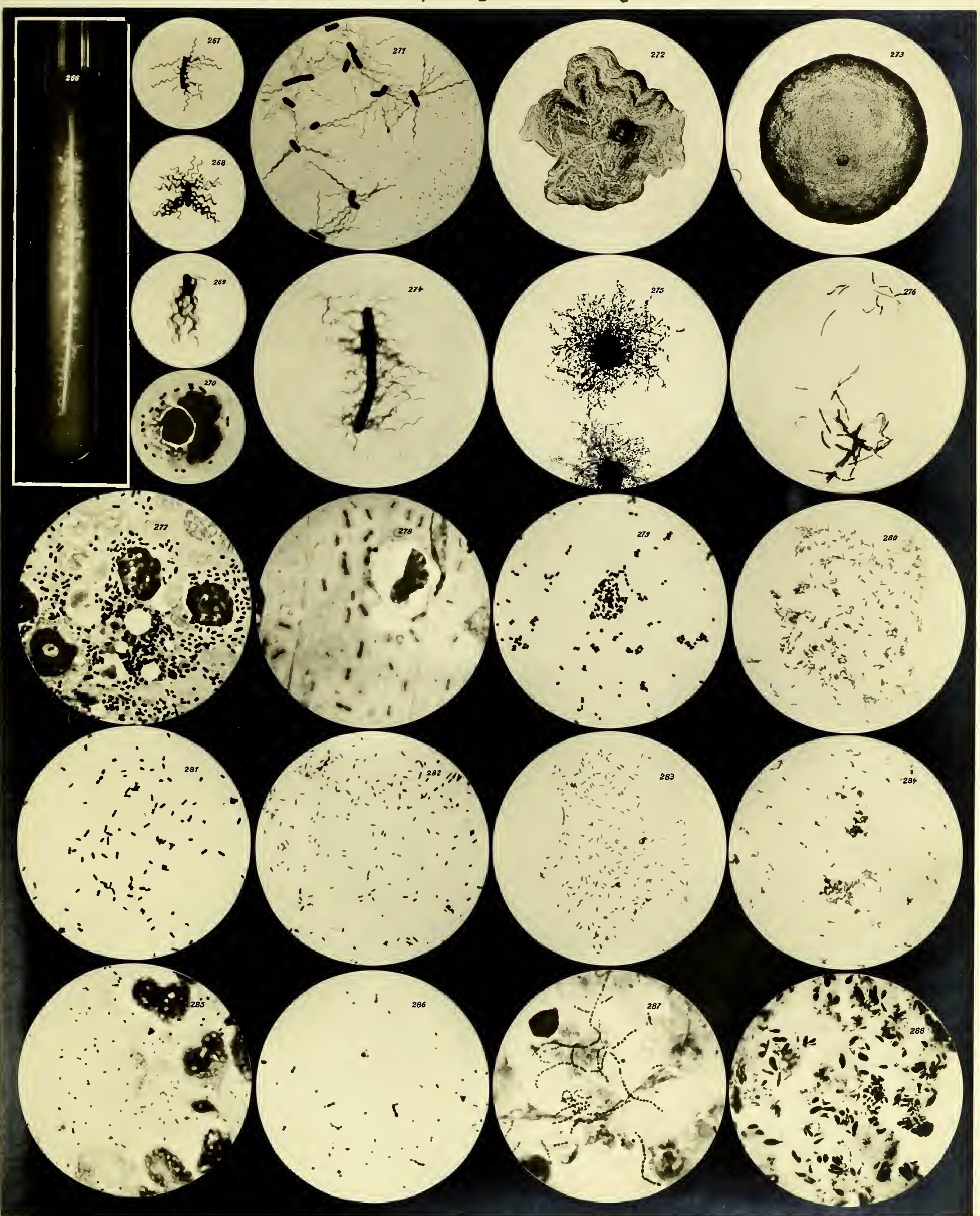
Fig. 279.	Schweineseuche	Reinkultur von Agar, Fuchsinfärbung.	Ostertag praep.
Fig. 280.	Schweinepest		
Fig. 281.	Dysenterie		Zettnow praep.
Fig. 282.	Bac. pyocyaneus		
Fig. 283.	Pseudotuberkulose		
Fig. 284.	Lämmerlähme		Ostertag praep.

Fig. 285. Diplococcus Schütz; Maus Milzausstrich, Karbol-Fuchsinfärbung. Bongert praep.

Fig. 286. Borna'sche Pferdekrankheit; Reinkultur in Bouillon; Fuchsinfärbung. Ostertag praep.

Fig. 287. Druse der Pferde; Maus-Milzausstrich, Karbol-Fuchsinfärbung. Bongert praep.

Fig. 288. Actinomyces bovis; Quetschpräparat gefärbt mit Karbol-Thionin. Bongert praep.



E. Zettnow phot.

Verlag von Gustav Fischer in Jena.



